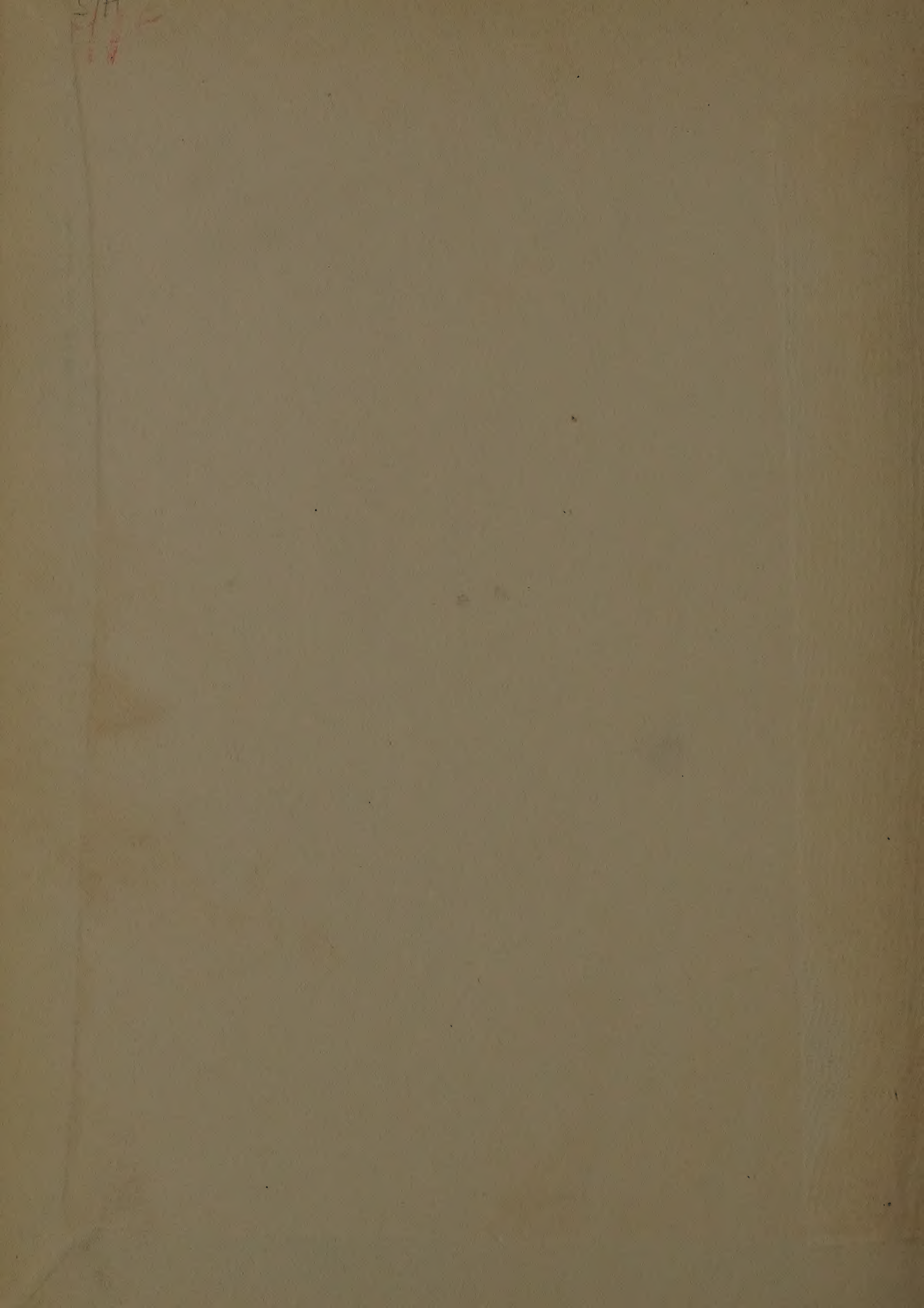
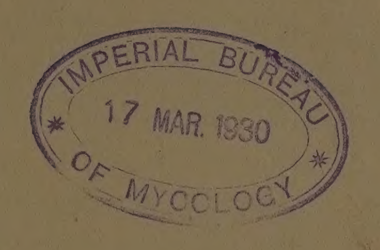






ANNALES

DE

L'INSTITUT CENTRAL AMPÉLOLOGIQUE ROYAL HONGROIS

PUBLIÉES SOUS LA DIRECTION

DU

DR. GY. DE ISTVÁNFFI

PROFESSEUR DE L'UNIVERSITÉ, DIRECTEUR DE L'INSTITUT CENTRAL AMPÉLOLOGIQUE ROYAL HONGROIS ET DU COURS SUPÉRIEUR DE VITICULTURE ET D'OENOLOGIE, MEMBRE CORRESPONDANT DE L'ACADÉMIE DES SCIENCES HONGROISE, DE LA SOCIÉTÉ DES SCIENCES NATURELLES ET MATHÉMATIQUES DE CHERBOURG, DE L'ACADÉMIE D'ARRAS, DE LA SOCIÉTÉ ROYALE DE BOTANIQUE DE RATISBONNE, DE L'ACADÉMIE ROYALE D'AGRICULTURE DE TURIN, DE LA SOCIÉTÉ IMPÉRIALE D'AGRICULTURE DE LA RUSSIE MÉRIDIONALE ETC., LAURÉAT DE L'INSTITUT DE FRANCE (1903, 1905).

TOME IV. 1913. JUIN.

AVEC I—IX PLANCHES.



BUDAPEST
IMPRIMERIE DE LA COUR IMP. ET ROY. VICTOR HORNYÁNSZKY
1913

ETUDES SUR LE MILDIOU DE LA VIGNE

PAR

LE DR. GY. DE ISTVÁNFFI ET GY. PÁLINKÁS.

INTRODUCTION.

Je m'occupe depuis plus de 10 ans de la maladie de la Vigne causée par le Mildiou. En suite du Mildiou des grappes observé à un haut degré depuis 1901, je me suis occupé en premier lieu de cette forme de la maladie dans l'intérêt de la viticulture hongroise. Mes recherches ont eu pour résultat que le traitement est devenu plus complet et comme j'ai posé le principe que les étapes du traitement contre le Mildiou doivent être données par le développement de la Vigne et non par le calendrier, le traitement a pu être perfectionné de plus en plus.[1] En même temps je me suis occupé aussi de la question de l'hivernage du Mildiou.[2]

[1] Le traitement du Mildiou. Instructions de traitement de l'Institut Ampélologique Royal Hongrois. 1. 1905, p. 1 à 12, avec 5 figures (en hongrois).

ISTVÁNFFI GY. Le traitement du Mildiou. Ibid. 1906. p. 1 à 24, avec 5 figures (en hongrois).

— Comment combattre le Mildiou? p. 1. éd. 1909; 2. éd. 1910; 3. éd. 1910; 4. éd. 1911; 5. éd. 1912, avec I. pl. (en hongrois).

— Sur les dégâts des grappes causés par le Mildiou. Budapest. 1908. p. 1—21 (42. en hongrois.)

— L'attaque des inflorescences de la Vigne par le Mildiou et le traitement. M. kir. Ampelologiai Intézet Évkönyve. III. (1908) 1909. p. 47 à 61. (43. en hongrois).

— Le Mildiou comme ravageur des grains. Orsz. Borászati Kongresszus Jegyzőkönyve. Versecz. 1910. p. 12 à 18 (44. en hongrois).

[2] — Sur l'hivernage du Mildiou. Növénytani Közlemények. III. 1904. p. 74 à 77, avec 3 fig. (40. en hongrois.)

— Sur la perpétuation du Mildiou de la Vigne. Comptes Rendus de l'Académie des Sciences. 138. 1904. p. 643 à 644 (41.) et réimprimé dans la Revue de Viticulture 31. 1904. p. 312.

Ainsi mes recherches se sont toujours plus élargies, puis je les ai fait porter sur deux points:

notamment j'ai fait des recherches 1° sur le développement du *Plasmopara* et son rapport avec la Vigne; et

2° sur la relation qui existe entre le Mildiou et les conditions météorologiques, dans le but de faciliter la prognose du mal.

I.

Nous savons que la connaissance de la période d'incubation du *Plasmopara* est d'une très haute importance pour le traitement.

Pour déterminer la durée de la période d'incubation en Hongrie j'ai commencé des essais d'infection en 1910, mais je n'ai pu les continuer qu'en 1911 avec la collaboration de mon assistant M. Gy. Pálinkás. La première publication concernant ces essais a paru le 6 août 1911 dans les „Borászati Lapok" (en hongrois)[1]; ainsi nous sommes les premiers qui avons publié à ce sujet de nouvelles données depuis les publications de Müller-Thurgau. Ainsi nous avons précédé les publications de MM. Faes et Ravaz. Un extrait de cette publication a paru à la fin de 1911[2] en hongrois, puis en 1912 en allemand[3] et en français.[4]

Nos expériences ont été interrompues par l'hiver, mais nous les avons reprises au printemps de 1912 et nous avons publié les résultats obtenus dans 8 articles parus dans les „Borászati Lapok" à partir du 4 août (en hongrois).[5]

Tous les résultats obtenus au cours de nos essais d'infection se trouvent dans le présent volume qui contient aussi nos études concernant la biologie et la cytologie du *Plasmopara*.

I. Dans le Ier chapitre, qui parle des essais d'infection artificielle nous avons élucidé la question par des essais faits en plein-air.

Ainsi nous avons déterminé déjà en 1911 les conditions de l'infection des grappes et l'infection de la face de la feuille.

Dans le chapitre II nous prenons en considération les endroits et les possibilités d'infection et nous étudions en premier lieu la disposition et la structure des stomates sur les différents organes.

[1] Istvánffi Gy. és Pálinkás Gy. Essais d'infection avec le Mildiou. Borászati Lapok. 43. 1911. Nos 32, 33, 34, 35, 36 et 37. (**10**. en hongrois).

[2] Istvánffi Gy. Etudes sur le Mildiou. M. kir. Ampelologiai Intézet Évkönyve. IV. (1910) 1911. p. 327 à 354 (**14**. en hongrois).

[3] Istvánffi Gy. von und Pálinkás Gy. Infektionsversuche mit Peronospora. Centralbl. f. Bakteriologie. II. Abt. 32. 1912. Nos 20/25. Febr. p. 551 à 564 (**15a**).

[4] Istvánffi Gy. de et Pálinkás Gy. Essais d'infection avec le Mildiou. L'Oenophile. 19. 1912. No 10. (Nov.—Déc.) p. 217 à 227 (**15b**).

[5] Istvánffi Gy. és Pálinkás Gy. Recherches ultérieures sur le développement du Mildiou de la Vigne etc. Borászati Lapok. 44. 1912. Nos 32, 33, 34, 35, 36, 37, 38 et 41 (**26**. en hongrois).

Dans le chapitre III nous étudions la biologie des taches d'huile qui se développent sur les endroits de pénétration du Mildiou, en tenant toujours compte de l'influence des conditions météorologiques.

Le chapitre IV contient la détermination de la période d'incubation.

Au chapitre V nous étudions la formation des efflorescences et l'apparition du Mildiou sans la formation préalable de taches d'huile.

Le chapitre VI contient les résultats de nos recherches sur les conidiophores et les conidies.

Dans le chapitre VII nous étudions le développement du mycèle du Mildiou à partir de la pénétration des zoospores; en considérant toujours les détails cytologiques.

Dans le chapitre VIII nous parlons de l'utilisation de la connaissance de la période d'incubation dans le traitement.

Mais nous n'avons pas épuisé la question, il reste encore de nombreux détails à étudier.

II.

Je m'occupe depuis des années des rapports qui existent entre le Mildiou et les éléments météorologiques: — Le premier résultat de mes recherches à ce sujet se trouve dans le tableau graphique représentant la grande épidémie de 1909. Dans ce tableau on trouve représentées pour la première fois en Hongrie les périodes de réceptivité en rapport avec les éléments météorologiques et leur importance dans l'apparition du Mildiou. J'ai présenté ce tableau aux congrès de Viticulture de Versecz[1] (1909) et de Nyiregyháza[2] (1910) et j'en ai parlé en détail au cours des conférences faites à l'Institut Ampélologique en 1910[3]. Il a aussi figuré à l'Exposition internationale à Turin en 1911.[4]

En poursuivant cette question nous nous sommes heurtés à la difficulté que présentait la collection du matériel. Cette question ne pouvait être résolue qu'avec la collaboration des viticulteurs hongrois.

Dans ce but j'ai fait envoyer une circulaire imprimée dans laquelle je prie le public d'envoyer à l'Institut Ampélologique les premières feuilles mildiousées; chaque circulaire contenait trois enveloppes pour l'envoi

[1] Istvánffi Gy. Le Mildiou comme ravageur des grains. Orsz. Borászati Kongresszus Jegyzőkönyve. Versecz, 1910. p. 12 à 18 (44. en hongrois).

[2] — La lutte contre le Mildiou. Borászati Lapok. 43. 1911. Nos 1 à 4 (67. en hongrois).

[3] — Observations faites pendant l'épidémie de Mildiou de 1910. Előadások a szőlészet és a borászat köréből. II. 1911. p. 102 à 118 (68. en hongrois).

[4] Esposizione Internazionale. Torino. 1911. Ungheria. „Diagramma della grande epidemia della Peronospora del 1909 e i suoi rapporti colle vicende meteorologiche dell' annata, secondo il Prof. Dre Gy. de Istvánffi," p. 134.

franco des échantillons. Le résultat surpassa nos attentes, sur les 2001 circulaires envoyés nous avons reçu en 1910 1534 envois de 800 endroits.

Le premier résultat de l'étude de ce riche matériel a été la détermination du rapport des principaux facteurs météorologiques (température et précipitations) et de la propagation du mal. Ces rapports furent représentés en 12 tableaux graphiques dressés par le dr. F. SÁVOLY. La copie réduite de ces tableaux a été présentée à l'Exposition Internationale de Turin en 1911.[1]

Ces travaux nous ont permis de publier dans les journaux des bulletins hébdomadaires à partir du printemps de 1910. Ces bulletins contenaient la marche du Mildiou selon les comitats et les arrondissements avec des instructions de traitement; en outre nous indiquions aussi les régions où l'on peut s'attendre à l'apparition du mal.

Pour élargir encore le cercle de nos études, j'ai fait distribuer en 1909 et 1910 des questionnaires; en 1910 70 °/₀ de ces questionnaires nous ont été renvoyés contenant des réponses sur les 13 questions. Ce sont surtout les petits viticulteurs qui ont été les plus zélés à remplir ce questionnaire.

J'ai réuni les résultats[2] de cette enquête dans un article spécial, et il n'est pas sans intérêt de remarquer que les études météorologiques ont puisé plus d'une donnée de ce matériel.

Les résultats que nous avions obtenus jusqu'ici nous ont permis de perfectionner nos indications de traitement (imprimées toujours dans des éditions à 10,000 exemplaires). Pour resserrer encore les liens qui nous attachaient au public j'ai fait envoyer au printemps de 1912 ces indications de traitement à chaque commune où l'on s'occupe de viticulture (5700).

Notre public ainsi instruit nous envoie maintenant sans retard des échantillons de feuilles et de grappes malades.

J'ai présenté au Congrès International de Viticulture de Montpellier (1911) les principaux résultats de nos recherches sur les rapports entre le temps et le Mildiou[3]; c'est à mon collaborateur, le docteur F. SÁVOLY, qu'incombe l'étude de ce riche matériel.[4–5]

[1] Esposizione Internazionale, Torino. 1911. Ungheria. „Diagramma dimostrativo dello sviluppo della Peronospora nel 1910, secondo il Prof. e Dre Gy. de Istvánffi", p. 134 à 135.

[2] ISTVÁNFFI GY. Les résultats de l'enquête concernant l'épidémie de Mildiou de 1910. M. kir. Ampelologiai Intézet Évkönyve. IV. (1910) 1911, p. 223 à 258 (69. en hongrois).

[3] ISTVÁNFFI GY. de et SÁVOLY F. Recherches sur les rapports entre le temps et le Mildiou en Hongrie. Congrès International de Viticulture. Montpellier, 1911, p. 1 à 13 (70).

[4] SÁVOLY F. Les exigences météorologiques du Mildiou. Borászati Lapok. 44. 1912. Nos 30 et 31 (79. en hongrois).

[5] — Über die Lebensansprüche der Peronospora der Rebe an die Witterung. Centralblatt f. Bakteriologie. II. Abt. 35. 1912, p. 466 à 472 (80).

Il faut mentionner encore que j'ai déjà indiqué les résultats intéressant directement les viticulteurs, surtout l'utilisation de la période d'incubation dans nos publications concernant nos essais d'infection[1] et que j'en ai rendu compte, ainsi que des principaux résultats des recherches météorologiques, dans une conférence faite à Szeged (automne 1912) où j'ai aussi présenté le tableau graphique de la marche du Mildiou en 1912 dressé par M. Sávoly.[2]

Les études et les recherches concernant les rapports entre le temps et le Mildiou, c'est-à-dire la partie bio-météorologique du travail, ont pour but de déterminer à quelles conditions météorologiques est subordonnée la première apparition du Mildiou au printemps. Cette question a une haute valeur scientifique, mais les résultats en intéressent directement le viticulteur. Parce que si l'on réussit à élucider et à exprimer en chiffres quelles sont les conditions, auxquelles est subordonnée, en général, l'apparition du Mildiou en Hongrie et quelles valeurs et combinaisons des éléments météorologiques déterminent, en un cas donné, les conditions de la première apparition du parasite, on pourra pronostiquer jusqu'à un certain degré l'apparition probable du Mildiou à l'aide des observations météorologiques, par conséquent, on pourra procéder sur une base solide à la lutte contre la maladie.

Dans ce but on a étudié pour plusieurs centaines de localités les conditions météorologiques qui régnaient avant la première apparition du Mildiou dans les années 1910 à 1912. Ce travail volumineux se divise en deux parties.

La première partie traite de la quantité et la distribution des précipitations et les températures observées pendant 3 années aux endroits en question et comprend la déduction des conditions météorologiques de la première apparition du Mildiou.

Dans la deuxième partie on trouvera les conclusions tirées de ces constatations, puis la prognose du *Plasmopara* basée sur l'observation du temps et la discussion des moyens de réaliser cette prognose dans la pratique.

Des raisons techniques ont empêché la publication de ce travail, il paraîtra dans le prochain volume de ces Annales.

Budapest, le 25 décembre 1912.

Gy. de Istvánffi.

---

[1] Istvánffi Gy. és Pálinkás Gy. Recherches ultérieures sur le développement du Mildiou etc. Borászati Lapok. 44. 1912. Nos 32 à 41 (26. en hongrois).

[2] Istvánffi Gy. Sur l'état actuel de la lutte contre le Mildiou. Homoki Gazda. VI. 1912. Nos 10 à 12 (71. en hongrois).

I. ESSAIS D'INFECTION ARTIFICIELLE.

1. Infection de feuilles et de pousses coupées, en 1911 et 1912.

1er essai. Feuilles coupées.

Nous avons commencé nos essais d'infection le 9 juin 1911 sur des feuilles récemment coupées en saupoudrant de conidies la face ou le revers de la feuille aspergée, ou en les recouvrant de fragments de feuilles couvertes de gazons de conidies; ensuite nous avons placé la feuille entre deux cuvettes en verre, dans une atmosphère humide. Mais l'infection n'a pris sur aucune des 20 feuilles, quoique la formation des zoospores fût normale. L'essai n'a duré que de 8 à 10 jours, parce qu'au bout de ce temps les feuilles étaient envahies de moisissures et de bactéries.

En 1912 nous avons répété ces essais (le 13 juin 1912); cette fois nous avons placé les feuilles coupées (cépages *Nagy-Burgundi, Leányka*) dans une étuve à atmosphère humide. Le pétiole des feuilles a été placé dans de l'eau, et nous en avons plusieurs fois aspergé la face des feuilles. Les feuilles furent infectées par des gouttes d'eau contenant des conidies, placées sur le revers. Du 4e au 6e jour on a observé l'apparition des conidiophores du Mildiou sur l'endroit exact de l'infection.

Les résultats des essais d'infection sont suivants:

Sur la feuille	nº 1	la réussite a été de	23 %	(14 sur 52 gouttes)
„	nº 2	„	37 %	(16 sur 43 gouttes)
„	nº 3	„	26 %	(10 sur 38 gouttes)
		en moyenne	30 %	(40 sur 133 gouttes)

En 1912, nous avons donc réussi à infecter artificiellement les feuilles coupées. Il faut mentionner que MILLARDET a obtenu des résultats le 8e au 9e jour, selon une publication de 1887 (4. p. 78). L'écart peut résulter de ce qu'il a fait ses essais en octobre, lorsque les feuilles étaient plus consistentes et la température plus basse (minimum 12 à 13°, maximum 16 à 24°; dans notre cas, il y avait continuellement 20 à 22°),

ainsi le développement du Mildiou était ralenti. Autrement les résultats de ces expériences coïncident parfaitement avec les nôtres; MILLARDET a obtenu 23 % et nous 30 %. Par contre MÜLLER-THURGAU ne signale la réussite que dans son deuxième article (8. p. 3).

2e essai. Pousses coupées.

Nous avons continué nos essais sur des pousses portant 8 à 10 feuilles (17 juin 1911). Nous avons pressé de l'eau dans les pousses suspendues dans une étuve à porte en verre (cépages *Leányka, Juhfarkú, Olasz-Rizling*), les feuilles furent étendues sur des plaques de verre horizontales. La température était constamment de 20 à 22°, l'humidité relative de l'air de 90 à 95 %. Sur les trois pousses il y avait 26 feuilles de dimensions variables; nous y avons placé 396 gouttes contenant des conidies, 201 sur le revers et 195 sur la face des feuilles.

Le quatrième jour on a remarqué sur le revers des feuilles, sur la place de plusieurs gouttes le Mildiou, sans que cette partie de la feuille ait changé de couleur; le cinquième et le sixième jour le nombre des efflorescences a augmenté et on a observé l'apparition des taches d'huile jaune-verdâtres caractéristiques. Le 7e au 10e jour pas d'efflorescences nouvelles; la place de plusieurs gouttes prenait une couleur brune. Au microscope on a pu constater que le mycèle du Mildiou se trouve dissimulé dans ces taches brunes, mais par suite de la nutrition insuffisante il ne s'est formé sur les taches d'huile d'un diamètre de 4 à 5 mm que quelques conidiophores; nous avons observé le même fait dans nos expériences de 1912.

Sur les 201 gouttes placées sur le revers des feuilles il y avait sur la place de 87 gouttes des efflorescences chétives (43 %); des taches brunes sans efflorescence se sont formées sur la place de 59 gouttes (29 %); ainsi l'infection a pris en 72 cas sur 100. Sur la face des feuilles aucune des 195 gouttes n'a produit d'infection.

M. FAES (11. p. 518—519) ne signale l'infection réussie des pousses coupées et plongées dans de l'eau qu'au novembre 1911, tandis que nous publiâmes déjà nos observations le 6 août (10. p. 558).

Il résulte de ces essais que, quoique l'infection des feuilles coupées soit difficile, on peut pourtant facilement infecter les feuilles des pousses coupées.

L'importance pratique de ces essais, c'est que si après l'infection le temps est chaud et excessivement humide, le Mildiou peut apparaître le 4e ou 5e jour sans la formation préalable des taches d'huile, *mais à un moindre degré que si la présence du mycèle est révélée par les taches d'huile.*

2. Infection artificielle des feuilles en plein air, en 1911.

Puisqu'on ne peut considérer comme tout à fait concluants que les essais faits en plein air, sur des ceps vigoureux en pleine végétation, nous continuâmes les expériences dans la vigne de l'Institut Ampélologique.

La prise de l'infection dépend en général de ce que les conidies doivent rester dans des gouttes d'eau jusqu'à ce que la formation et la pénétration des spores se soit faite. Nous avons obtenu cette condition en recouvrant de cuvettes en verre les parties de la plante que nous voulions infecter, les cuvettes étaient doublées de papier filtre humide, ainsi l'atmosphère y est restée humide pendant plusieurs jours. L'inoculation a été faite dans l'intérieur de cercles marqués d'une encre insoluble à l'eau, par des conidies délayées dans de l'eau.

1er essai. Infection sur le revers de la feuille.

Cet essai a été fait le 10 juin 1911 par un temps froid, pluvieux sur les cépages *Furmint, Fehér Burgundi, Kadarka, Hárslevelü et Olasz Rizling,* c'est-à-dire des cépages glabres et velues, sur la 6e ou 7e feuille comptée d'en haut (leur diamètre était de 10 à 12 centimètres).

Le revers de la feuille fut aspergé d'eau, puis nous l'avons mis en contact de feuilles portant des conidies, recueillies dans le champ d'expérience de l'Institut même ou qui nous avaient été envoyées de province. Ensuite nous avons enfermé les feuilles entre deux cuvettes en verre, fixées verticalement au tuteur du cep.

Le 10e et 11e jour de l'inoculation on a observé sur toutes les six feuilles l'apparition des taches d'huile, avec un écart maximal d'un ou de deux jours, dépendant du cépage choisi, de l'état de développement de la feuille etc. Sur quelques feuilles on voyait déjà une coloration jaunâtre le neuvième jour, mais la tache d'huile caractéristique n'a paru que le jour suivant.

Il est important de mentionner que les taches d'huile des infections naturelles survenues lors de la pluie du 10 juin ont aussi apparu le 10e et le 11e jour, donc l'infection artificielle a été équivalente à l'infection naturelle au point de vue biologique.

2e essai. Infection sur la face de la feuille.

Cet essai a été fait le 12 juin par un temps clair, sec, sur une souche de *Fehér Burgundi* (Pinot blanc). Nous avons placé sur la face d'une feuille large de 18 cm, 14 gouttes d'eau contenant des conidies; au bout de neuf jours et demi il y avait des taches d'huile au milieu de trois cercles (14 %). Puis nous avons placé la feuille coupée sous une cloche humide, où l'on a observé l'apparition des conidiophores

sur la surface des taches. Sur les 3 taches d'huile, l'une se trouvait sur les dents du lobe terminal, deux dans le voisinage immédiat des nervures principales. Nous reviendrons encore sur ce sujet.

Cette expérience prouve que les feuilles peuvent aussi recevoir l'infection sur leur côté supérieur, mais la pénétration se fait plus rarement de ce côté-là.

3e essai. Infection du feuillage entier d'un cep.

Le 14 juin, par un temps froid, pluvieux, nous avons infecté tout un cep de *Furmint* (dans la parcelle non sulfatée) en frottant les feuilles humides de pluie avec des feuilles portant depuis 2 ou 3 jours un gazon épais de conidies, puis nous avons encore aspergé le feuillage entier avec de l'eau contenant des conidies du Mildiou.

Le 23 juin il y avait déjà de nombreuses taches d'huile sur les feuilles du cep d'essai; sur les autres ceps du champ d'expérience les taches de l'infection naturelle survenue en même temps ont aussi fait leur apparition; il y avait donc de nouveau coïncidence de l'infection artificielle faite par un temps pluvieux avec l'infection spontanée.

Pour déterminer le nombre des taches d'huile qui se sont formées en suite de l'infection naturelle du feuillage, nous avons compté les feuilles infectées. Sur les 86 feuilles du cep il y en avait 52 d'infectées, ce qui fait 60 %. Sur 5 autres ceps non traités il y avait 610 feuilles dont 125 montraient des taches d'huile, ce qui fait 20 %; *la différence, 40 %, doit être attribuée à l'infection artificielle.*

Mais c'est non seulement le pourcentage des feuilles malades qui a été plus élevé sur le cep traité, *mais aussi le nombre des taches d'huile.* Sur les feuilles du cep traité il y avait en moyenne 7 taches (minimum 1 ou 2, maximum 30); sur les ceps de contrôle il y avait en moyenne deux taches (1 ou 3 par feuille). *Le cep traité a été donc plus fortement envahi que les autres.*

4e essai. Infection des deux côtés de la feuille.

Pour exclure entièrement la possibilité d'une infection spontanée, nous avons, dans ces derniers essais, disposé les gouttes contenant les conidies en forme de lettres.

Cet essai a été fait le 3 juillet, par un temps pluvieux, sur des feuilles bien développées des cépages *Kék Frankos, Kadarka, Olasz Rizling, Furmint* et *Hárslevelű.* Les feuilles ont été étendues sur des tablettes horizontales, certaines feuilles furent inoculées sur le côté supérieure, d'autres sur le revers.

Le 10 et 11 juillet les taches d'huile ont fait leur apparition; et leur disposition était conforme à la figure dessinée. Sur les feuilles inoculées par leur côté supérieur il y avait moins de taches, mais on pouvait pourtant reconnaître la disposition des gouttes d'infection.

5e essai. Infection de cépages américains et hybrides.

Nous avons constaté dans les champs d'expérience de l'Institut Ampélologique que, sauf les cépages *Riparia Portalis* et *Rupestris du Lot,* le Mildiou avait attaqué tous les hybrides et américains, tels que le *Solonis, Delaware, Alicante Bouchet* etc. Ce fait a été aussi observé dans d'autres contrées de la Hongrie (par un temps excessivement humide).

Sur certains cépages, tels que les *Berlandieris*, le Couderc 603, 1202 et 1305, la forme et l'étendue des taches d'huile sont conformes à celles des cépages européens; sur d'autres le Mildiou se développe faiblement ou bien les taches d'huile sont très petites, — de la grosseur d'un grain de millet — et elles se dessèchent avant la formation du gazon (sur le *Metallica* et *Monticola*).

Le 4 juin 1911, par un temps sec nous avons fait des essais d'infection sur les cépages *Riparia Portalis, Rupestris du Lot, Solonis* et *Aramon* × *Rupestris Ganzin 2.* L'infection a été pratiquée sur le revers des feuilles à l'aide de minces bandes de papier filtre imbibées d'eau contenant des conidies.

Sur les feuilles du *Rupestris du Lot* il y avait, après 5 jours et demi, sur les 3 autres cépages, après 6 à 7 jours, de petites tache brunes, de la forme d'une piqûre d'épingle, sur l'emplacement des morceaux de papier filtre; là, où nous avions placé de grosses gouttes, les taches apparurent aux bords de celles-ci, indiquant que c'est là que les zoospores se sont transportées et ont pénétré.

C'est sur le *Riparia Portalis* qu'il y avait le moins de taches; sur l'*Aramon* × *Rupestris Ganzin 2* les taches d'huile ordinaires, jaunâtres ont aussi fait leur apparition. Les figures étaient le plus distinctes sur ce dernier et sur le *Vitis Solonis.*

Au bout d'une semaine nous avons placé les feuilles infectées dans la chambre humide; sur les feuilles du *Vitis Solonis* et *Aramon* × *Rupestris Ganzin 2* nous avons pu observer l'apparition faible du Mildiou, tandis que sur celles du *Riparia Portalis* et du *Rupestris du Lot* on n'en observait point.

6e essai. Infection par un temps sec.

Cet essai a été fait le 22 juillet, par un temps chaud, sec, sur les cépages *Kadarka, Furmint, Hárslevelű* et *Olasz Rizling*, en procédant de la même manière que dans les essais précédents. L'infection a pris, mais les taches d'huile étaient faibles (après 6 à 7 jours) et les conidiophores clairsemés.

7e essai. Infection par un temps très sec, de longue durée.

Pour étudier l'effet du temps sec, nous avons fait des essais d'infection le 8 août 1911. A cette époque le Mildiou s'est arrêté dans nos champs d'expérience et il faisait un temps sec depuis plusieurs semaines.

Un cep du *Juhfarkú* a été inoculé de la manière usitée, l'autre fut recouvert après l'inoculation par une cage vitrée, puis arrosé et aspergé (sur le feuillage) deux fois par jour.

Les taches d'huile ont fait leur apparition sur le cep arrosé le 5e et le 6e jour, sur le cep non arrosé le 8e et 9e jour. Sur le premier les taches d'huile étaient caractéristiques, tandis que sur le cep non arrosé il y en avait beaucoup moins et de plus petites, et on a pu constater dans la chambre humide que, par un temps très sec, le mycèle se développe très lentement, de sorte que, même le huitième jour, sa présence n'était pas décelée par le jaunissement des tissus. Sur les mêmes ceps nous avons aussi inoculé l'axe de jeunes pousses. Sur le cep non arrosé l'infection n'a pas pris; sur le cep arrosé il y avait au bout de 14 jours des stries brunes autour d'un noeud sur la pousse verte (Pl. II. fig. 25).

On sait qu'un été sec est défavorable au Mildiou, ce qu'on attribue communément à la chaleur. Selon une opinion courante « l'aoûtement » des feuilles est aussi défavorable à la propagation du mal. Contrairement à cette opinion, nous avons réussi à infecter des feuilles basales tout-à-fait développées au commencement de l'été. Par contre, pendant la sécheresse même les rejets restent indemnes, quoiqu'il y ait eu plusieurs averses.

Tout considéré c'est le manque d'eau dans les tissus de la feuille qui est la cause principale de l'immunité relative de la plante.

Nos essais ont démontré à ce sujet ce qui suit: les deux ceps ont reçu la même quantité de chaleur; pendant l'expérience une température maxima de 24 à 32 degrés alternait avec une température minima de 14 à 18 degrés; la température moyenne était donc de 19 à 24 degrés. Ce facteur ne doit donc pas être pris en considération; il reste l'humidité de l'air et la teneur en eau des ceps.

L'atmosphère ambiante du cep arrosé et recouvert contenait la nuit 90 à 94 $^0/_0$ d'humidité relative, tandis qu'autour du cep non arrosé l'état hygrométrique de l'air était seulement de 70 à 75 $^0/_0$, — à l'exception des 10, 11 et 12, jours de pluie. Les jours où il n'y avait pas de pluie, l'état hygrométrique de l'air était, pendant la journée, de 40 à 45 $^0/_0$; dans la cage recouvrant le cep arrosé, l'hygromètre (de LAMBRECHT) marquait 65 à 75 $^0/_0$ d'humidité relative. *Ainsi le cep arrosé se trouvait dans un milieu chaud et humide, tandis que l'autre souffrait d'une sécheresse excessive.*

Le cep arrosé et recouvert d'une cage vitrée pouvait donc puiser une quantité d'eau suffisante; il était protégé contre le soleil — ce qui équivaut à un ciel couvert; ainsi la transpiration a diminué, et la teneur en eau

des cellules est devenue favorable au Mildiou; par contre les feuilles du cep non arrosé contenaient moins d'eau que normalement, le jus des cellules était concentré, ce qui est défavorable au développement du Mildiou.

M. LAURENT (**46**. p. 103 à 106) s'est aussi occupé de la question de la réceptivité. Cet auteur a déterminé par voie cryoscopique la sensibilité relative de la vigne; d'après lui « La résistance au Mildew croît avec la concentration moléculaire du milieu interne de la vigne »; nous sommes arrivé au même résultat par l'étude des infections artificielles.

3. Infection des feuilles en plein air, en 1912.

1er essai. Infection des feuilles par des conidies âgées de plusieurs jours (reçues par la poste).

Le 7 juin 1912, le matin, par un temps sec, nous avons infecté 10 feuilles moyennes sur le côté supérieur et 5 feuilles sur le revers. Les feuilles appartenaient aux cépages *Furmint*, *Hárslevelü* et *Olasz Rizling*. Les conidies servant à l'infection furent prises sur des feuilles mildiousées qui nous avaient été envoyées par la poste.

A) Infection du côté supérieur de la feuille.

Sur les 10 feuilles d'essai nous avons placés les gouttelettes d'inoculation ou bien seulement sur les nervures, ou seulement sur les dents ou dans les angles formés par les nervures (c'est-à-dire aux endroits où se trouvent les stomates); ou bien nous avons placé les gouttelettes sur la partie du limbe où il n'y a pas de stomates. Puis nous avons placé les feuilles inoculées sur des tablettes un peu plus petites, qui ont empêché le contact des dents avec le papier filtre humide placé sous la feuille, ainsi les gouttelettes n'ont pu s'écouler sur le revers de la feuille.

Le 16 juin, le matin, (le 9e jour) on a pu observer l'apparition des taches d'huile. Le 17 juin nous avons placé les feuilles sous une cloche humide pour déterminer les résultats. Il faut remarquer qu'il avait plu le 17 juin, la nuit, c'est-à-dire après l'apparition des taches d'huile; cependant les conidiophores ne se sont pas formés jusqu'au matin, parce que les 4 à 5 heures qui se sont écoulées entre la pluie et le lever du jour n'ont pas suffi à leur formation.

On voit dans le tableau suivant que sur les feuilles infectées sur leur côté supérieur il ne s'est formé que peu de taches d'huile:

Numéro de l'expérience	Cépage	Nombre des gouttes	Emplacement de la goutte d'inoculation	Emplacement des taches d'huile	Nombre	Pourcentage de réussite
1	Olasz Rizling	20	angle de nervure	1 angle de nervure	1	5
2		21	limbe	—	—	—
3		50	dents	6 dents	6	12
4	Hárslevelű	34	nervure	le long d'une nervure	1	3
5		56	dents	3 dents	3	5
6		60	limbe	—	—	—
7		84	toute la surface	2 angles, 2 dents, 1 nervure	5	6
8	Furmint	70	limbe	—	—	—
9		35	angle de nervure	1 angle	1	3
10		76	toute la surface	2 angles, 2 dents, 2 nervures	6	8
		506			23	4·5

Ainsi sur le côté supérieur de la feuille l'infection n'a pris qu'en quelques endroits (3 à 12 %), quoique les gouttelettes fussent placées sur l'endroit des stomates; sur le limbe de la feuille, où il n'y a pas de stomates, l'infection n'a pas pris. Il faut mentionner encore que, jusqu'au 16 juin, nous n'avons trouvé dans nos champs d'expérience que deux taches d'huile (le 5 juin), quoique nous ayons examiné soigneusement chaque jour le feuillage des ceps; on peut donc présumer qu'il n'y a pas eu d'infection spontanée.

Les cas d'infection observés sur le côté supérieur de la feuille sont concluants en suite de leur disposition, parce que nous avons choisi l'emplacement des gouttelettes selon l'emplacement des stomates tel que nous l'avons déterminé au cours de nos études antérieures. Quant à l'emplacement des stomates M. Müller-Thurgau (6. p. 689) est arrivé au même résultat que nous; cependant il n'a pas réussi à infecter le côté supérieur de la feuille, quoiqu'il eût aussi placé les gouttes contenant les conidies aux endroits des stomates.

B) Infection du revers de la feuille.

Simultanément avec l'essai précédent, nous avons inoculé avec le même matériel cinq feuilles sur leur revers, en disposant les gouttes en forme de figures. Les taches d'huile ont aussi apparu sur ces feuilles le 16 juin; dans la chambre humide elles ont formé des conidiophores.

Le pourcent de la réussite de l'infection se trouve dans le tableau suivant :

Nº	Cépage	Nombre des gouttes	Nombre des taches	%
11	Olasz Rizling	32	9	28
12		41	13	31
13	Hárslevelű	39	16	41
14		45	12	27
15	Furmint	48	14	29
		205	64	30·7

C'est-à-dire que dans ces essais la prise de l'infection est de 27 à 41 %, tandis que sur le côté supérieur le résultat a été de 3 à 12 %. Ce faible résultat est pour surprendre; il faut probablement l'attribuer à ce que les conidies qui nous ont été envoyées par la poste ont souffert pendant le transport.

2e essai. Infection avec des conidies fraîches.

Comme le faible résultat de l'essai ci-dessus doit être attribué au mauvais état de conservation du matériel ayant servi à l'infection, nous avons répété l'essai, lorsque nous avons pu avoir des conidies fraîches. *Nous avons recueilli ces conidies* dans nos champs d'expériences *sur des ceps non sulfatés;* les conidies se sont formées le 21 et 22 juin, ainsi, lorsque nous avons commencé cette série d'essais, *elles étaient âgées de 3 ou 4 jours.*

Pour éviter les infections spontanées, nous avons commencé cette série le 25 juin, c'est-à-dire que nous avons attendu la fin de la période d'incubation des infections qui pouvaient survenir pendant les pluies du 15, 16 et 17 juin (le 23 à 24 juin).

Pour l'essai nous avons choisi des feuilles sur lesquelles il n'y avait pas encore de taches d'huile.

A) Infection du côté supérieur de la feuille.

Dans le champ non sulfaté de notre vignoble d'expériences, nous avons infecté cinq feuilles sur leur côté supérieur, en procédant comme nous l'avons décrit au 3e chap. 1er essai A).

Le 2 juillet il y avait encore peu de taches d'huile sur les feuilles, quoique la période d'incubation fût déjà expirée. Ce jour nous avons

coupé les feuilles et les avons mises sous une cloche humide; le jour suivant il s'est formé des gazons de Mildiou sur les taches d'huile, et nous avons aussi observé la formation de conidiophores sans apparition préalable de taches d'huile; nous reviendrons encore sur ce sujet.

Le pourcentage de la prise de l'infection se trouve dans le tableau suivant :

No	Cépage	Nombre des gouttes	Endroit de l'inoculation	Endroit de la tache	Nombre des taches	%
16	Leányka	60	limbe	—	—	—
17	Olasz Rizling	50	dents	5 dents	5	10
18	Kadarka	60	nervure	2 nervures	2	3
19	Hárslevelű	50	angle des nervures	4 angles	4	8
20	Juhfarkú	60	toute la surface	2 angles, 2 dents	4	7
		280			15	5·3

On remarque au premier aspect la conformité avec les résultats de l'essai précédent où le résultat était de 4·5 %, tandis qu'il est de 5·3 % dans cette série si l'on y compte toute la surface de la feuille; autrement le résultat est aussi de 3 à 10 %, si l'on ne compte que les gouttes placées sur l'emplacement des stomates.

Les résultats identiques prouvent la justesse des deux essais. *Nous pouvons donc admettre avec certitude que les zoospores pénètrent aussi par le côté supérieur de la feuille.* Il est remarquable que les conidies à vitalité atténuée ont donné les mêmes résultats que les conidies virulentes. La virulence des conidies employées dans ce dernier essai est prouvée par les expériences d'infection faites sur le revers des feuilles où il y avait 96 à 98 % de réussite. Il est probable que les stomates du côté supérieur ne se prêtent pas également à la pénétration.

Il est certain que les cépages montrent des différences au point de vue du degré de la réussite de l'infection. Ainsi la réussite est élevée sur les dents de la feuille du *Olasz Rizling* (10 à 12 %), et du *Fehér Burgundi* [Pinot blanc] (14 %). Cette question mérite d'être étudiée.

B) Infection sur le revers de la feuille.

En même temps et avec le même matériel nous avons infecté le revers de cinq feuilles. Pour ces essais nous avons employé du liquide d'infection non dilué *(a)*, du liquide dilué avec 5 fois son volume d'eau

(b) et 10 fois son volume d'eau *(c)*. L'emplacement des gouttes était en forme de croix et de cercles.

Le 30 juin, l'après-midi, on a pu observer l'apparition des taches d'huile sur 3 feuilles traitées avec le liquide *a,* tandis que sur les deux feuilles traitées avec les liquides dilués il y avait seulement quelques taches d'huile pâles. Le 1[er] et le 2 juin les taches d'huile étaient déjà complètement développées sur les feuilles *a,* tandis que sur les feuilles *b* et *c* elles étaient toujours faibles.

Les résultats de ces essais se trouvent dans le tableau suivant:

N°	Cépage	Nombre des gouttes	Qualité du liquide	Forme de l'infection	Nombre des taches	%
21	Olasz Rizling	25	a	Un grand cercle	24	96
22	Leányka	40	a	Des croix	38	95
23	Juhfarkú	40	a	Trois petits cercles	39	98
24	Nagy Burgundi	55	b	Réseau	41	75
25	Olasz Rizling	34	c	Des croix	18	53
	En somme	194	—		160	—

On voit que les conidies employées dans ces essais étaint virulentes; sur le revers de la feuille la prise de l'infection a été de 95 à 98 %, sur le côté supérieur, le résultat n'a été que de 5·3 %, comme nous l'avons déjà vu. Sur les feuilles traitées par le liquide dilué il y avait moins de taches d'huile (75 à 53 %), puisque dans le liquide dilué il y avait moins de conidies; ainsi sur l'espace recouvert par la goutte il s'est fait moins de pénétrations et les taches d'huile se sont développées plus lentement.

Ce fait a une haute importance pratique, parce que nous pouvons admettre que, dans des conditions météorologiques identiques, l'infection est non seulement d'autant plus faible qu'il y a moins de conidies, mais les taches d'huile sont aussi plus petites et apparaissent plus tard (un ou deux jours). Notre photographie (fig. 1) montre clairement la disposition des taches d'huile en forme de figures simples, ce qui prouve que dans les essais faits en plein air avec précaution, les taches d'une infection spontanée n'influent pas sur les résultats.

3e essai. Infection en plein air de ceps entiers recouverts de cages vitrées.

Le 13 juin 1912, par un temps sec, nous avons aspergé puis arrosé d'eau trois ceps de *Nagy Burgundi,* puis nous avons saupoudré le

revers encore humide des feuilles de conidies. Ensuite nous les avons recouverts de cages vitrées, qui y sont restées jusqu'au 18 juin; ainsi les ceps furent protégés contre les pluies du 15, 16 et 17 juin. Un côté des cages était ombragé.

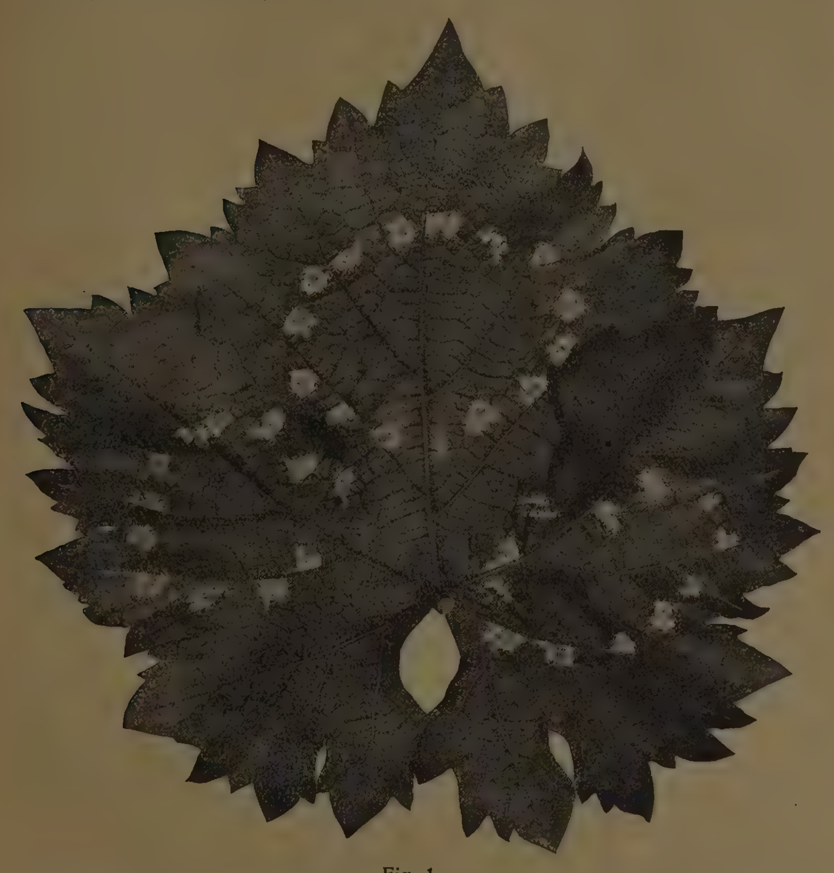


Fig 1.
Infection d'une feuille adulte (cép. *Juhfarkú*) sur son revers, par des gouttes placées en cercles. Réduite par 2/3.

Le 21 et 22 juin, sur l'une des souches, il y avait de grandes taches d'huile en quantités notables sur 8 à 10 feuilles (15 à 20 taches sur une feuille). Sur les souches voisines il y avait seulement 1 ou 2 feuilles infectées, avec 1 à 4 taches qui ont apparu le 18 juin et ont été causées par les pluies du 9 et 10 juin: le 20 et 21 juin on y observait déjà la formation des conidiophores. Ainsi dans notre essai l'infection artificielle n'a exigé qu'une période d'incubation de 8 à 9 jours.

4. Infection artificielle de grappes coupées, en 1911 et 1912.

Nous avons commencé au juillet 1911 l'étude de l'infection des grappes dans le laboratoire ainsi qu'en plein air sur les souches elles-mêmes. Nos résultats ont été publiés le 20 août déjà (**10.** p. 591—592), c'est-à-dire trois mois avant les recherches de M. Faes (**11 a.** p. 546—548) qui a aussi fait des essais d'infection dans le même but. Mais les résultats qu'il a obtenus, ne sont pas identiques aux nôtres, vu qu'il n'a fait des essais que dans la serre seulement.

Il faut encore signaler les recherches d'un de nous faites en 1908 et 1909 sur la dévastation des grappes (Istvánffi **42.** p. 68—86, **43.** p. 47—54), nos expériences récentes d'infection ont prouvé la justesse des conclusions que j'ai tirées de l'étude des grappes mildiousées.

Les essais de laboratoire en 1911 ont porté sur 30 grappes coupées le 27 juin 1911 avec une partie du sarment; elles appartenaient aux cépages suivants: *Hárslevelü, Kadarka, Kékfrankos, Furmint, Olasz Rizling, Szlankamenka, Zöld Sylváni, Kövidinka, Sémillon blanc* etc. Une partie des grappes n'avait pas encore fleuri, d'autres portaient des grains de la grosseur d'un plomb de chasse ou d'un pois.

En 1912 nous avons infecté le 13 juin 10 grappes de différents cépages; une partie de ces grappes n'avait pas encore fleuri, l'autre avait déjà noué ou était en fleurs (**26.** 18 août, p. 541).

Les grappes d'essai dans toutes les deux séries furent aspergées d'eau contenant des conidies, puis elles furent conservées dans une atmosphère humide (90 à 95 $^0/_0$ d'humidité relative) pendant tout le cours de l'expérience. Du 4e au 6e jour de l'infection les conidies du Mildiou apparurent sur toutes les grappes. Les conidiophores était épars et les fleurs et les grains n'ont pas jauni. Ce cas correspond donc à *l'apparition du Mildiou sur les feuilles sans taches d'huile,* observée dans l'atmosphère saturée d'humidité des étuves, lorsque les conidiophores du Mildiou ont aussi apparu le 4e jour.

Sur les grappes à fleurs pas encore épanouies, les conidiophores apparurent sur toutes les parties de la grappe. Il faut remarquer que le quatrième jour les conidiophores se développaient même sur les capuchons (Pl. II. fig. 5*a* et *b*).

Sur les fleurs nouées les conidiophores apparurent en plusieurs cas entre la base du grain et le bourrelet en forme d'un verticille (Pl. II, fig. 6*a*). Cette forme de l'apparition des conidiophores s'observe lorsque la pénétration des zoospores se fait à travers la fleur encore fermée, mais qui s'ouvre ensuite avant l'expiration de la période d'incubation.

L'apparition des conidiophores le quatrième jour ne semble pas

importante à première vue, mais, si l'on y réfléchit, on en peut tirer une conclusion d'une haute importance pratique. Noûs y reviendrons lorsque nous parlerons de l'apparition sans taches d'huile.

5. Infection artificielle des grappes sur le cep en plein air (1911).

Les expériences de laboratoire nous ayant servi d'orientation nous avons procédé aux expériences d'infection en plein air.

Nous avons eu soins de ne commencer l'expérience que lorsque la plante contenait assez d'humidité, ce qui est indispensable au point de vue de la réussite de l'infection, comme nous l'avons démontré plus haut. Le moment favorable a été donné par les pluies du 2 et 3 juillet. Les essais ont porté sur des cépages *Furmint* et *Hárslevelű,* les grappes étaient à de différents degrés de développement.

Les grappes furent aspergées d'eau, puis saupoudrés de conidies. Ensuite nous les avons protégées par des récipients en verre munis de papier-filtre humide. Ces récipients furent enlevés un jour après l'infection.

Les premières traces du Mildiou sur les grappes infectées sont apparues au bout de 12 à 14 jours; les pédoncules des grains se sont colorés en brun et les baies ont pris une teinte jaune de cire.

Cette coloration caractéristique des baies (Pl. II, fig. 8) correspond à l'apparition des « taches d'huile » qu'on observe sur les feuilles. Je l'ai observé la première fois dans des vignobles au comitat de Zala, avant que j'eusse commencé les expériences d'infection artificielle; elle peut servir à reconnaître l'infection des grappes. (ISTVÁNFFI **14.** p. 341).

Dans la pulpe des baies jaunies on observa, au bout de quelques jours, des raies brunes (Pl. II, fig. 22 à 23), puis la coloration devint de plus en plus foncée; du 5e au 7e jour les grains se ratatinèrent (Pl. II, fig. 24) et se desséchèrent (le temps était sec). Le pédoncule des baies devenait brun; sur la rafle la coloration brune n'était pas aussi régulière, on y voyait des raies longitudinales, plus ou moins épaisses. Ces raies se prolongent aussi dans les pédoncules et les baies voisins (Pl. II, fig. 8).

La coloration des grappes n'était pas aussi régulière que l'apparition des taches sur les feuilles; il y avait des écarts de 2 à 3, et même de 4 à 5 jours; il y avait des baies déjà brunes, d'autre commençaient seulement à jaunir.

L'explication de ce phénomène a été donné par l'essai d'infection fait le 7 juillet. Ce jour-là nous n'avons pas infecté toute la grappe, mais seulement certaines parties. Les grains superflus furent enlevés, *puis nous avons infecté la grappe en recouvrant des parties marquées de ouate imbibée d'eau contenant des conidies.* Puis les grappes furent protégées par des cloches munies de papier-filtre humide.

Lorsque l'infection se faisait 1) sur la baie ou le *bourrelet,* le résultat en apparaissait aû bout de 12 à 13 jours, 2) à la base du pédoncule, la période d'incubation était de 14 à 15 jours, c'est alors que la baie commençait à se décolorer, quoique le pédoncule eût déjà pris une teinte brune, 3) sur la rafle, à 1 cm de la base du pédoncule, la période d'incubation était de 17 à 18 jours, à compter jusqu'au jour de la décoloration et du brunissement des baies voisines.

De ces observations on peut tirer les conclusions suivantes: Lorsque nous avons placé les conidies 1) sur la baie ou dans le sillon du bourrelet, les tubes germinatifs des spores ont pu pénétrer immédiatement dans la pulpe, et au bout de 12 à 13 jours le mycèle s'y était tellement fortifié que les baies commençaient à se décolorer, 2) dans le cas de l'infection survenue à la base du pédoncule le mycèle doit d'abord traverser tout le pédoncule pour arriver dans la baie, — cette circonstance a retardé de 2 à 3 jours la décoloration de la baie; 3) enfin dans le cas d'une infection sur la rafle, le mycèle doit parcourir un chemin encore plus long. La distance était dans ce dernier cas de 2 cm, ce qui donne un avancement de 2·8 mm par jour (120 μ par heure).

6. Infection des grappes en plein air (1912).

En 1912 nous avons continué sur les grappes nos essais commencé en 1911, dans le but d'élucider la question de la période d'incubation et les circonstances dans lesquelles se fait l'infection.

A) Infection des grappes en général.

Le 8 juin 1912, le soir, nous avons infecté 10 grappes portant des grains plus ou moins gros avec des conidies virulentes recueillies au laboratoire et âgées de $^3/_4$ de jour. Le 18 juin, le matin, c'est-à-dire au bout de neuf jours et demi, on a pu observer une faible coloration brunâtre sur les grappes. Les grappes furent immédiatement placées sous une cloche humide; le jour suivant on put observer l'apparition des conidiophores. Il faut remarquer que les conidiophores apparurent aussi sur des endroits qui n'avaient pas encore pris une teinte brunâtre; la formation des conidiophores avec et sans une altération préalable correspondant aux taches d'huile s'est fait en même temps. Les conidiophores formaient une touffe dense, certaines parties de la grappe étaient tout-à-fait blanches; il y en avait le plus dans le sillon du pédoncule et dans le voisinage des nectaires.

En comparant la période d'incubation avec celle de l'année précédente, on observe certaines différences. Il faut remarquer qu'en 1911 nous avions fait les expériences un mois plus tard (le 4 juillet 1911), par conséquent les grappes étaient plus développées qu'en 1912. Puis

en 1911 le temps a été très sec, tandis que cette année-ci il y avait beaucoup de pluies, les 9—10, 15—16—17 juin il y a eu 88·2 mm de pluie. C'est à ces pluies qu'il faut attribuer le fait que la période d'incubation a été plus courte en 1912 et que la coloration brune a apparu plus tôt.

B) Infection des grappes sur des endroits marqués (en plein air).

Comme l'année précédente (1911) nous avons aussi infecté en 1912 5 jeunes grappes le 8 juin, en mettant les conidies sur des endroits marqués d'avance en procédant comme en 1911.

Au bout de 15 à 16 jours nous avons observé sur deux grappes dans le voisinage de l'endroit d'inoculation un léger changement de teinte; placées dans la chambre humide, les conidiophores ont fait leur apparition le lendemain, mais seulement à l'endroit de l'inoculation.

Ainsi les résultats sont les mêmes que l'année précédente. Il faut mentionner encore que les grappes étaient abritées lors des pluies des 9 et 10 juin et qu'ainsi une infection spontanée n'a été possible que pendant les pluies du 15, 16 et 17 juin. Mais on ne saurait admettre qu'une infection spontanée soit survenue sur les grappes d'essai seulement aux endroits marqués.[1] Ensuite on doit encore prendre en considération que si une infection spontanée est survenue pendant les pluies du 15 au 17 juin, les conidiophores ne pouvaient pas paraître déjà le 23 et le 24 juin, parce qu'ainsi la période d'incubation ne serait que de 7 à 8 jours, ce qui n'est pas suffisant, même si l'infection se fait sur la fleur, tandis que dans notre cas elle s'est faite sur le pédicelle et la rafle. Il résulte des expériences de 1912 que, dans une jeune grappe le mycèle a fait un chemin de 3 centimètres en 8 à 9 jours; ainsi il avançait par jour de 3·7 mm dans les tissus de la rafle (160 μ par heure). L'année précédente nous avons obtenu 2·8 mm par jour.

7. Infection artificielle des feuilles et des baies sur des endroits lésés.

En 1909 et 1910 le Mildiou a fortement attaqué les grappes en Hongrie. Les viticulteurs l'ont attribué à la grêle. Pour élucider cette question, nous avons fait des essais pour voir comment se fait l'infection à travers des lésions.

Dans ce but le 14 juin 1912, lors de l'infection de tout un cep de *Furmint* (voir chap. I. 3[e] essai), nous avons provoqué des lésions sur l'épiderme de quelques feuilles. Mais ni aux endroits lésés, ni dans leur

[1] Puis sur 50 grappes placées sous une cloche humide, nous avons pu constater qu'à cette époque le Mildiou n'avait pas encore fait son apparition dans nos champs d'expérience.

voisinage il ne s'est formé de taches d'huile. On peut donc admettre 1° que ce n'est qu'accidentellement que les zoospores n'ont pas pénétré par ces endroits, 2° que le jus qui s'écoulait à travers la lésion était encore trop acide et trop épais et a détruit les zoospores. Nous avons déjà démontré que les zoospores ne se forment que dans du jus de cellules dilué; dans le jus non dilué des cellules elles ne se développent pas.[1]

Au cours des expériences du 7 juillet nous avons aussi infecté des baies de la grosseur d'un pois, en les piquant ou déchirant avec des aiguilles ou un couteau chargés de conidies, ou enfin en enlevant soigneusement la pellicule sur une partie de la baie et en saupoudrant les lésions de conidies. Dans ces expériences nous avons eu soin que les conidies ne parviennent pas sur l'épiderme sain, mais seulement dans la lésion.

Mais malgré tout les soins, on n'a pas observé le jaunissement des baies, à la fin de la période d'incubation et nous n'avons pas réussi à retrouver le mycèle dans la pulpe, il est donc bien probable que l'infection n'a pas pris dans ce cas. Les causes doivent en être les mêmes que dans le cas précédent.[2]

En un mot, la question n'est pas encore résolue, parce qu'il se peut que les lésions causées par la grêle n'aient point d'importance, c'est plutôt la pluie qui cause l'infection en masse, d'autant plus, que lors des grêles, il peut se trouver dans la vigne un grand nombre de conidies.

8. Essais d'infection artificielle en serre (hiver 1912/13).

Pour assurer la continuité de nos études biologiques du *Plasmopara viticola* nous avons porté en automne 1912 nos soins à assurer son développement dans la serre pour pouvoir compléter ou contrôler au cours de l'hiver les résultats obtenus jusqu'ici. Dans ce but nous avons placé dans la serre plusieurs séries de jeunes ceps en pots. Ces

[1] Notons qu'on n'a pas réussi à cultiver le Plasmopara viticola dans des milieux artificiels. Dans nos essais nous avons employé en vain de l'eau distillée, de l'eau de puits, du bouillon, du moût dilué etc. De même la culture n'a pas réussi dans le jus dilué de jeunes pousses et de baies stérilisé à froid, on n'a pu observer que l'échappement des zoospores.

[2] Dans les expériences de MM. Müller-Thurgau (6. 690 et p. 695) et Faes (12. p. 11) les feuilles inoculées à la face supérieure présentaient quelques infections réussies — mais M. Müller-Thurgau (8. p. 7) fait remarquer dans une note plus tard — que « kleine Ritze der oberen Haut, z. B. mit der Nadel, ermöglichten die Infektion von der Blattoberseite her nicht, wenn die Impfung sofort stattfand. Austretende Inhaltsstoffe verletzter Blattzellen scheinen nachteilig auf die Schwärmsporen einzuwirken ».

ceps furent taillés déjà en septembre et leur culture forcée fut faite dans des intervalles convenables afin d'avoir toujours des pousses fraîches pour les inoculations sérielles. Ainsi la subsistance du Mildiou fut assurée tout l'hiver.

Comme sous notre climat toutes les feuilles tombent à la première gelée blanche, il fallait combler l'intervalle entre la période de la chute des feuilles en plein air et l'apparition des pousses dans la serre. Nous ne sommes pas dans une situation aussi favorable que M. RAVAZ qui, pendant l'hiver doux de 1911/12, avait à sa disposition en plein air des pousses mildiousées à feuilles vertes, qui ont fourni un matériel abondant pour l'infection de la vigne forcée.

Il fallait en même temps résoudre une seconde question, c'est-à-dire qu'il fallait se procurer des conidies aptes aux essais d'infection. Dans la vigne de l'Institut Ampélologique les taches d'huile étaient déjà desséchées en septembre; mais nous avons réussi à produire des conidies fraîches sur des feuilles mildiousées à demi-desséchées apportées de Ujvidék le 25 octobre. Avec ces conidies nous avons fait des essais d'infection le 2 novembre 1912 sur une souche de *Muscat de Lunel.* Quoique les feuilles fussent encore très petites (1 cm de diamètre) l'essai a réussi, ce qui a été prouvé par les taches d'huile apparaissant les 9 et 10 novembre.

Le deuzième essai fut fait le 17 novembre avec les mêmes conidies provenant de Ujvidék, que nous avons conservées jusqu-ici dans la glacière et qui étaient donc âgées de 3 semaines environ. Dans ce cas nous avons aussi infecté de petites feuilles à peine poussées, les taches d'huile ont apparu au bout de 8 à 9 jours.

Il résulte de ces deux essais *1° que les jeunes feuilles d'un diamètre d'un centimètre peuvent être déjà infectées, 2° que les conidies ont conservé leur vitalité pendant 3 semaines à une température de 6 à 8°* (antichambre de la glacière).

Au cours de ces essais nous avons aussi recherché combien de temps le mycèle conserve sa vitalité dans les tissus? Dans ce but nous avons placé dans un compartiment sec de la serre une souche portant des taches de l'essai du 2 novembre (apparues le 9), pour empêcher la formation des efflorescences sur les taches. Vers la mi-décembre les taches d'huile commençaient à brunir, à se dessécher, mais en même temps elles gagnaient aussi en périphérie, elles étaient donc encore vitales. Le 30 décembre nous avons mis la souche en question dans une cage vitrée humide; le jour suivant il s'est formé un gazon sur la partie non desséchée des taches, ainsi le mycèle a conservé sa vitalité du 2 (c'est-à-dire 7) novembre jusqu'au 30 décembre, nous aurions même pu le conserver encore 2 ou 3 semaines. Nous pouvons donc admettre qu'au lieu des 8 semaines que nous avons obtenues au cours de nos

expériences précédentes (voir p. 39), *le mycèle peut conserver sa vitalité même pendant 3 mois* si le milieu n'est ni trop sec, ni trop humide (dans ce dernier cas il se forme des efflorescences).

Au cours de ces essais nous avons pu faire encore d'autres expériences. Pendant les essais du mois de novembre, il y avait dans la serre des températures maxima de 20 à 22 C⁰ et des minima de 17 à 18 C⁰. Dans ces conditions la période d'incubation a été de 7 à 9 jours. Avec les conidies qui se sont formées pendant la nuit du 30 ou 31 décembre nous avons infecté ce jour même à 6 heures du soir, les feuilles d'une autre souche, le résultat en est devenu visible le 18 janvier 1913, c'est-à-dire au bout de 18 jours et demi, parce que cette souche fut conservée dans une serre dont la température oscillait entre 12 et 14 C⁰, la température moyenne n'était ainsi que de 13 C⁰. L'effet retardateur des températures basses s'était donc fait sentir aussi dans ce cas, la période d'incubation ayant été de 18 jours. Notons encore que le 15 janvier on a pu prévoir pour ainsi dire l'emplacement des taches d'huile, et on a pu parfaitement observer les périodes de transition.

Comme la température moyenne de 13 C⁰ correspond aux conditions thermiques *de la première moitié du mois de mai* on voit que la période d'incubation établie en plein air coïncide avec celle obtenue dans la serre, lorsque dans cette dernière il y avait des températures correspondant aux températures du mois de mai; par des moyennes de 17 à 18 C⁰ la période d'incubation a été de 7 à 9 jours, *ces températures correspondent au temps qu'il fait à la mi-juin;* à cette époque nous avons obtenu en plein air aussi une période d'incubation de 7 à 9 jours.

Ces expériences ont une haute importance méthodique; elles montrent qu'on peut étudier le *Plasmopara* toute l'année, indépendamment des saisons et de la période végétative de la vigne.

Il résulte aussi de ces expériences *1° que la période d'incubation dépend rigoureusement de la température et de l'état hygrométrique de l'air, 2° et que même dans un arrangement artificiel les mêmes combinaisons de ces deux facteurs ont pour résultat la même période d'incubation que nous avons constaté au vignoble.*

II. SUR LE LIEU ET LES POSSIBILITÉS DE LA CONTAMINATION.

Comme les zoospores du Mildiou pénètrent à travers les stomates il ne sera pas superflu de nous orienter d'abord sur la structure et le nombre des stomates de la vigne.

1. Structure des stomates de la vigne.

Nous pouvons distinguer trois types de stomate: 1° les stomates au niveau de la feuille, 2° les stomates enfoncés et 3° les stomates saillants.

1. *Les stomates au niveau de la feuille* sont elliptiques ou ronds-elliptiques; sur les feuilles du même cépage ils ont à peu près la même forme. Leur longueur est de 27 à 30 μ, leur largeur de 18 à 22 μ; *l'entrée du stomate* ouvert (« Eisodialöffnung » selon TSCHIRCH) est longue de 15 à 18 μ et large de 3 à 5 μ, *l'ouverture proprement dite* (« Zentralspalte ») a une largeur de 1 à 2 μ.

Cette ouverture forme une longue fente étroite qu'on voit dans la médiane de l'entrée du stomate (Pl. III, fig. 3). Nous ne la trouvons pas représentée sur les dessins publiés jusqu'ici, quoique l'importance en soit grande. Cette fente nous renseigne immédiatement sur l'état du stomate, parce qu'un faible changement du turgor des cellules stomatiques suffit pour qu'elle se ferme.

Les cellules stomatiques (Schliesszellen) du premier type sont presqu'au même niveau que les cellules de l'épiderme, elles sont fort visibles d'en haut (Pl. III, fig. 3; tandis que la fig. 4 représente une coupe transversale).

2. *Les stomates enfoncés* sont un peu plus petits; vus d'en haut ils paraissent *angulaires*. Les cellules stomatiques sont immergées dans l'épiderme (Pl. III, fig. 2); dans ce cas on ne voit que la fente centrale (Pl. III, fig. 6). Les figures 11 et 12 de la planche III représentent sur une coupe transversale les cellules annexes saillantes (Nebenzellen) sur la surface supérieure d'une nervure. Les stomates enfoncés sont assez fréquents sur certains cépages et peuvent même en constituer un trait caractéristique *(Muscat de Lunel, Génuai zamatos, Alicante, Piros kecske-csecsű, Kadarka, Juhfarkú etc.)*.

Les stomates qui se trouvent le long des nervures de la face de la feuille appartiennent le plus souvent aussi au type enfoncé; les *stomates à col* en sont une variété. Sur ces stomates les cellules annexes forment une sorte de col saillant au-dessus des cellules stomatiques enfoncées, leur surface présente des plis radiaux de la cuticule (Pl. III, fig. 13 à 15). Ce col peut être tellement développé qu'il affecte la forme d'une émergence conique (*Chaptal,* Pl. III, fig. 16).

3. Chez les *stomates surélevés* les cellules stomatiques se trouvent au bout supérieur des cellules annexes fortement développées, ainsi elles sont soulevées au dessus du niveau de l'épiderme. En même temps la partie inférieure élargie des cellules annexes est refoulée au dessous des cellules stomatiques, ainsi les stomates surélevés peuvent être fermés de deux manières, comme ceux du type enfoncé. La différence c'est que chez les stomates enfoncés la fermeture se fait au dessus — chez les stomates surélevés annexes au dessous des cellules stomatiques.

Chez les stomates du revers de la feuille et appartenant aux deux premiers types *les cellules annexes ne diffèrent pas ou très peu des cellules*

de l'épiderme, chez les stomates du 3e type leur forme, grandeur et disposition sont différentes, leur membrane est plus épaisse et plus réfringente. On trouve en général 4 à 6 cellules annexes (Pl. III., fig. 9 et 10) dont la disposition autour des cellules stomatiques rappelle la forme d'un papillon. A cause de la disposition mentionnée des cellules stomatiques il arrive qu'au cours de la préparation quelques unes sont arrachées. Les stomates surelevés caractérisent les cépages *Foster's white Seedling, Gros Colman,* on les trouve aussi parfois sur le *Muscat Othonel.*

Les stomates du revers de la feuille. Sur le revers de la feuille la disposition des stomates est assez régulière et dense. Ils sont distants en moyenne de 80 μ, les stomates doubles sont rares.

Le nombre des stomates dépend du cépage et du degré de développement de la feuille Sur un millimètre carré on en trouve de 100 à 220, en moyenne 140 à 180. Sur le revers d'une feuille du cépage *Olasz Rizling* d'un diamètre de 12 cm leur nombre est de 1.800,000; sur des feuilles d'un même diamètre d'autres cépages ce nombre peut varier de 1.000,000 à 2.200,000. La disposition des stomates se voit sur la fig. 1 de la pl. VIII et les fig. 1 et 2 de la pl. III.

Les stomates de la face de la feuille. Sur la face de la feuille il y a en moyenne 200 à 400 fois moins de stomates que sur le revers. Les stomates ne sont pas disséminés régulièrement, on les trouve concentrés en des endroits nettement délimités. Sur les pointes des dents (mucron) il y en a 20 à 30; il y en a encore le long des nervures principales sur une bande de 0·1 à 0·3 mm de largeur (Pl. III, fig. 17). Sur les autres parties du limbe les stomates font défaut.

Les stomates des nervures. a) *Les stomates qu'on observe sur la face* de la feuille le long des nervures diffèrent morphologiquement des stomates du revers. Ils sont entourés le plus souvent de cellules annexes saillantes, qui forment souvent une sorte de col autour du stomate. Nous les avons déjà décrits plus haut. Parfois on trouve aussi des stomates irréguliers (Pl. III, fig. 18 et 19).

Le long des nervures les stomates sont plus gros, leur longueur varie de 30 à 40 μ, leur largeur de 22 à 26 μ. L'orifice entre les cellules annexes est long de 25 à 28 μ et large de 8 à 10 μ, tandis que la fente centrale est large de 1 à 2 μ.

Sur certains cépages les stomates des nervures sont rangés sur une seule ligne, immédiatement à côté de la nervure *(Muscat de Lunel, Leányka)* ou bien ils sont parsemés même sur les flancs de la nervure, ainsi ils sont disposés en deux lignes sur toutes les deux côtés de la nervure. Ce cas est le plus fréquent. Parfois il y a encore une rangée de stomates presque sur la crête de la nervure.

Le long des nervures principales il se trouve plus de stomates

que le long des nervures secondaires ; en général leur nombre augmente vers la base de la feuille. Le nombre de ces stomates est tellement faible que sur certains cépages on a de la peine à les découvrir *(Kadarka, Alicante, Muscat d'Alexandrie, Chasselas Napoléon, Furmint, Génuai zamatos etc.)*; dans le voisinage de la base de la nervure, où leur nombre est le plus élevé, il y en a tout au plus 30 à 40 sur une longueur de 1 cm *(Olasz Rizling, Juhfarkú, Chaptal)*; vers la pointe des lobes leur nombre diminue, on y en trouve à peine 1 ou 2.

b) *Sur le revers des nervures* on trouve peu de stomates, on n'en voit qu'à l'insertion des nervures secondaires (Pl. III, fig. 20), puis sur les nervures médianes des dents. Ils appartiennent tous au type des stomates enfoncés.

Il faut remarquer que sur *les feuilles jeunes* (d'un diamètre de 1 à 3 cm) le nombre et la disposition des stomates diffèrent. Sur ces feuilles un certain nombre seul des stomates est développé, et les autres en voie de développement sont petits (12 à 16 μ), leurs cellules stomatiques sont larges et la fente centrale est orientée souvent transversalement à l'axe du stomate (Pl. III, fig. 22 ; les fig. 23 *a*, *b*, *c* représentent aussi des stomates jeunes, pris sur le revers d'une dent).

Les stomates des dents. Sur les dents les stomates se trouvent seulement sur la pointe (mucron) et occupent une superficie de 0·2 mm^2. On les trouve notamment dans le voisinage des terminaisons ultérieures des nervures. Leur nombre varie selon les cépages de 10 à 30. Sur les pointes des lobes principaux il y a toujours plus de stomates que sur les autres dents (Pl. III, fig. 24). Vu que le mucron des dents se dessèche sur les feuilles adultes, les stomates n'y ont plus d'importance. Les stomates qui se trouvent sur les dents sont longs de 22 à 26 μ et larges de 20 à 22 μ (Pl. III, fig. 25). Sur les dents des jeunes feuilles on trouve 2 à 4 hydathodes, surtout sur la face supérieure. (Pl. III, fig. 24. *Muscat Othonel).*

Notons encore que sur le pétiole il y a très peu de stomates, ils ressemblent à ceux des nervures.

2. Contamination de la face supérieure de la feuille.

Nous avons déjà vu que sur la face d'une feuille d'un diamètre de 12 cm il y a à peine 2000 à 4000 stomates, tandis que sur le revers de la même feuille leur nombre peut atteindre 2.000,000. Cette différence explique déjà suffisamment pourquoi la contamination prend surtout sur le revers de la feuille, surtout si on considère les différences que présente la structure des stomates de la face supérieure. Il ne faut pas oublier non plus que l'action nocive du soleil et du vent sur les spores est beaucoup plus grande sur la face supérieure de la feuille. MM. Pichi (1886),

Millardet (1887), Ruhland et Faber (1906), Perraud (1910) sont parvenus à infecter la face supérieure de la feuille. Les expériences de MM. Müller-Thurgau (**6.** p. 693) et Faes (**11.** p. 10) semblent prouver le contraire. Ces deux derniers chercheurs n'ont réussi à infecter que des feuilles lésées (**6.** p. 690 et 695, **11.** p. 11).

Il faut remarquer que Millardet a placé les gouttes d'infection à l'angle formé par la ramification des nervures principales. Malgré cela la réussite n'a été que de 3 %, il en résulte, à son avis, que néanmoins l'infection se fait dans la plupart des cas, par la face supérieure (**4.** p. 74 à 75). MM. Ravaz et Verge par contre insistent sur l'immunité de la face supérieure (**24.** p. 7).

Nous avons déjà élucidé cette question par nos expériences, d'où il résulte que les zoospores peuvent pénétrer mais très rarement (4 à 5 %) même par la face supérieure des feuilles; ces cas de pénétration diminuent encore sous l'influence des autres facteurs entravants; ainsi l'importance pratique de cette question est faible.

Certains cas d'apparition singulière trouvent leur explication dans la disposition détaillée des stomates. En général nous avons observé que sur les taches des infections spontanées les gazons de conidies ne se forment *sur la face supérieure*, que si les feuilles ont été exposées pendant 2 ou 3 jours à une atmosphère saturée d'humidité. Même dans ce cas on ne voit des efflorescences que sur les taches situées près de la base des nervures principales. Leur efflorescence forme une bande étroite (Pl. I. fig. 3). Par contre sur les feuilles infectées artificiellement par la face et placées après l'apparition des taches dans la chambre humide, les conidiophores apparurent au bout de *12 heures sur toutes les deux faces de la feuille et non seulement près de la base des nervures, mais aussi sur les dents.*

3. Possibilités de contamination sur le revers de la feuille.

Dans la pratique il ne faut compter en premier lieu que la contamination par le revers. Voyons comment les conidies et les gouttes de pluie peuvent y parvenir.

1. Le vent peut porter les conidies directement sur le revers de la feuille.
2. Les conidies tombées sur le sol peuvent être remuées par la pluie et rejaillir sur le revers des feuilles.
3. Les feuilles contaminées peuvent infecter les saines sur leur revers par l'action du vent ou de l'homme (accolage).
4. Les conidies sont arrêtées par les poils des cépages velus.
5. La pluie dégouttant des feuilles et contenant des conidies peut rejaillir sur le revers des feuilles superposées.
6. La pluie apporte les conidies sur le revers des feuilles redressées par le vent.
7. Si la pluie est abondante, le revers de la feuille peut aussi s'humecter.

8. Sur les feuilles velues les poils peuvent absorber les gouttes qui se trouvent sur les pointes des dents.

Puis, si les deux faces ont été mouillées par une rosée ou une pluie abondantes, les zoospores, quoique formées en dessus, peuvent gagner le dessous. Ce cas est mentionné par M. Ravaz (13. p. 1504).

4. Contamination des jeunes feuilles.

Les stomates se développent le plus tôt sur les dents et près des nervures principales. Selon nos observations les premières taches apparaissent aussi sur les dents et le long des nervures. Ce qui prouve qu'au moment de l'infection, les feuilles ont encore été petites. Par contre M. Müller-Thurgau relate que les feuilles ayant encore à peine quelques centimètres de diamètre ne peuvent pas être contaminées (**6.** p. 695) puisqu'elles n'ont pas encore de stomates ouverts (**6.** p. 689).

Nos expériences prouvent le contraire; *en novembre 1912 nous avons réussi dans notre serre à infecter des feuilles d'un centimètre.* Mais il est certain que les jeunes feuilles reçoivent difficilement l'infection dans la vigne, probablement à cause de leur enduit de cire et de leur revers velu d'où les gouttes d'eau s'égouttent facilement.

5. Les stomates des grappes et les possibilités de contamination des grappes.

Sur le capuchon de la fleur de la vigne il y a 20 à 30 stomates; sur l'ovaire fécondé de la fleur nous avons trouvé 15 à 25 stomates bien développés et ouverts. Parfois on trouve aussi un ou deux stomates sur le pistil trapu.

Le développement ultérieur est même dans ce cas à constater, mais avec une certaine restriction, p. e. nous n'avons pas trouvé de stomates sur les grains de la grosseur d'un pois et sur ceux en véraison, il est probable qu'ensuite de la croissance rapide du grain les stomates sont refoulés vers l'hypoderme et deviennent impropres à la pénétration des zoospores. Ainsi les fleurs et les petits grains noués peuvent être directement attaqués par le Mildiou, comme je l'ai déjà démontré il y a quelques années (Istvánffi **43.** p. 47 à 61). Par contre l'infection ne prend pas sur les grains plus gros et notamment sur ceux en véraison.

Il résulte de la disposition des stomates que les conidiophores peuvent apparaître sur toute la surface de la fleur ou des petits grains à peine noués, tandis que sur les grains de la grosseur d'un pois la formation des efflorescences est rare. L'efflorescence ne peut plus faire son apparition sur les grains en véraison et les zoospores ne peuvent pas y pénétrer, ce que nous avons prouvé par nos expériences. M. Ravaz a fait la même observation sur des grains de 10 à 12 mm de diamètre, mais à son avis les petits grains à peine noués ne présentent pas de sto-

mates et par conséquent ne peuvent être infectés directement, les zoospores ne pénètrent que par les stomates du bourrelet et du pédoncule (**24.** p. 57 à 58).

Sur les bourrelets nous n'avons trouvé que peu de stomates; sur les pédoncules il y en a plus, de 30 à 50. La structure de ces stomates ressemble à celle des stomates des organes axiaux, sur les pédicelles des grappes il y en a peu. La disposition et la constitution des stomates sont les mêmes sur la rafle que sur les pédoncules.

En résumé *les jeunes grappes peuvent être attaquées partout directement par le Mildiou; sur les grappes plus développées (avec des grains de la grosseur d'un pois ou en véraison) l'infection ne peut prendre que sur les bourrelets, les pédoncules, les rafles et le pédicelle.* Le mycèle doit d'abord traverser ces organes pour parvenir dans les grains, comme je l'avais déjà démontré dans une publication antérieure (Istvánffi, **43.** p. 47 à 61). Dans ce travail j'ai indiqué:

a) que sur les pédoncules des grains les cas d'infection spontanée sont les plus fréquents à la base des pédoncules dans le voisinage des bractées, parce que leur face inférieure est velue et qu'elles retiennent les gouttes d'eau découlant le long de la rafle (Pl. II, fig. 3). Puis comme la surface du pédoncule est plus ou moins verruqueuse, les gouttes d'eau peuvent y stationner et causer des infections. *b) La rafle* est aussi facilement attaquée, notamment à son bout inférieur. Les endroits contaminés prennent souvent une teinte rouge claire (Pl. II, fig. 8). *c)* L'infection sur *le pédicelle* est rare, l'eau ne pouvant pas y stationner.

6. Les stomates des pousses et des vrilles.

Sur les pousses il y a peu de stomates, sur les vrilles il y en a davantage. Leur forme y est partout la même, ils ressemblent aux stomates qu'on voit le long des nervures. (Pl. III, fig. 13 à 15, 18 à 20).

Selon nos observations l'infection spontanée prend le plus vite (faisant abstraction des feuilles et des fleurs) sur les pédoncules, puis sur la rafle et les vrilles, tandis que les mérithalles, les pédicelles et les pétioles en souffrent moins.

Notons encore que les jeunes vrilles des greffes-boutures sont fréquemment attaquées par le Mildiou, mais des efflorescences s'y présentent rarement (Pl. II, fig. 25, 26).

Sur les pousses les points d'infection se trouvent dans le voisinage des noeuds (Pl. II, fig. 25), puisque c'est dans ces endroits que les gouttes d'eau peuvent stationner le plus longtemps.

Quant aux yeux, nous devons mentionner que nous avons observé quelquefois le mycèle du Mildiou répandu dans des yeux de pousses mildiousées; selon nos recherches l'infection ne s'est pas faite à travers les écailles, mais à travers la base des bourgeons. Ces données com-

plètent celles de M. Cuboni. Nous revenons encore sur cette question dans le Chap. VII.

Notons encore que la base des poils tombés peut présenter certaines ressemblances avec les stomates des organes axiaux, quoique les cellules qui entourent la base du poil soient déjà brunies. On peut les reconnaître aisément à la fente rétrécie en forme d'étoile (Pl. III, fig. 26). Il n'est pas certain qu'une infection puisse se faire par ces ouvertures, mais elles se prêtent, pendant un certain temps, à l'éruption des conidiophores ?

III. SUR LA NATURE DES TACHES D'HUILE.

Dans les cellules attaquées par le Mildiou les chloroplastes se décolorent, puis se dissolvent et disparaissent. Il se forme par conséquent *des taches d'un jaune-verdâtre, transparentes « les taches d'huile »*, ou bien la couleur de l'organe entier devient jaune clair transparent.

A vrai dire, on n'appelle taches d'huile que les taches jaune-verdâtres des feuilles, quoique ce phénomène s'observe sur toutes les parties vertes de la vigne attaquées par le Mildiou, ainsi sur la rafle, les pétioles et les grains, etc.

Les taches d'huile apparaissent sur les feuilles pour ainsi dire sans transition d'un jour à l'autre; un oeil exercé seul peut distinguer quelques transitions, surtout s'il connaît d'avance l'endroit où la tache apparaîtra; selon nos observations pendant les infections artificielles, au début la couleur de la tache diffère à peine de celle de la feuille, ce n'est q'un, ou rarement deux jours, avant l'apparition de la tache qu'on peut observer une légère décoloration suspecte, qui est suivie de l'apparition brusque de la tache bien délimitée.

Mais il arrive souvent que 10 ou 12 heures avant l'apparition de la tache on ne peut encore observer aucun signe de décoloration suspecte, ainsi, par exemple, si l'humidité de l'air augmente subitement, ou s'il y a une petite pluie, en un mot, lorsque des changements favorables survenus dans le milieu provoquent un accroissement rapide du mycèle.

L'apparition avec transition se voit surtout sur les feuilles en voie d'accroissement rapide; on peut aussi la considérer comme la conséquence d'un temps froid ou relativement sec.

1. La diagnose des taches d'huile.

Les taches d'huile en général ne forment pas d'émergences sur la feuille[1] et si elles se couvrent d'efflorescences, ces gazons sont toujours

[1] Nous mentionnons, comme un cas exceptionnel, que les jeunes feuilles du cépage *Nagy Burgundi* sont souvent ondulées par les taches d'huile, parce que le développement des parties attaquées est altéré.

d'un blanc de neige et non jaunes ou brunâtres et velues comme très souvent dans le cas de l'érinose causé par *l'Eriophyes (Phytoptus) Vitis.*

L'Oïdium cause sur la feuille de la vigne des altérations qui ressemblent quelque peu aux taches d'huile. Mais il est facile de les en distinguer 1° parce que l'Oïdium vit sur la surface de la feuille, par conséquent la tache ne se voit d'abord que sur un des côtés et se distingue par son éclat graisseux de la partie saine de la feuille. Les tâches d'huile du Mildiou se voient sur les deux côtés de la feuille et n'ont jamais un éclat graisseux. 2° Si l'on tient la feuille vers la lumière les taches d'huile sont translucides, tandis que les taches de l'Oïdium ont le même aspect qu'à la lumière reflétée. 3° Les taches de l'Oïdium ont toujours la forme d'un cercle avec des bords indécis, tandis que les taches d'huile ont toujours un contour net, allant en zig-zag.

Les changements de teinte chlorotiques causées par des troubles physiologiques se distinguent des taches d'huile par leur plus grande étendue et leurs contours indécis. Puis leur teinte est toujours plus vive (avec un pointillé jaune ou vert pale), tandis que les taches d'huile ont toujours un bord en zig-zag et ont une singulière couleur terne, ainsi les taches jeunes ont une couleur vert de chrome claire, les taches anciennes une couleur jaune d'ocre.

2. Essai de la feuille et de la grappe.

On peut aisément s'orienter sur la nature des taches. Il suffit d'asperger d'eau les feuilles montrant des taches suspectes et de les conserver dans un milieu humide et chaud, p. e. entre deux feuilles de papier filtre humide et recouvert d'une cloche, ou d'une assiette.

Si les taches suspectes sont causées par le Mildiou, elles se couvrent sur le revers de la feuille d'une efflorescence blanche, touffue, au bout d'une demi-journée, mais le plus souvent au bout d'un jour. Si les taches sont causées par l'Oïdium on voit parfois une poudre blanche sur les taches, mais seulement si l'état hygrométrique du milieu est d'environ 80%. Dans les conditions où nous opérons, l'état hygrométrique du milieu est de 92 à 95%, par conséquent la formation de cet enduit poudreux n'est pas de règle.

Cet essai d'éxécution facile renseigne le vigneron sur l'existence du Mildiou dans sa vigne *et s'il est suffisamment développé pour faire son apparition.* Parce que si l'efflorescence blanche se forme pendant l'essai, *il est sûr qu'elle se formera aussi en plein air après la première pluie, brouillard ou rosée abondante.* Sur ces gazons il se forme ensuite d'innombrables conidies qui serviront à la propagation du mal. Un essai semblable a été déjà mentionné par M. VIALA (Les Maladies de la Vigne, 1893, p. 65), mais il ne l'a pas utilisé au point de vue du traitement.

Ainsi le viticulteur, immédiatement après avoir établi la diagnose du mal, doit procéder à un sulfatage pour éviter une contamination

générale de son vignoble pendant la pluie qui suivra la formation des conidies.

Jusqu'ici on ne s'est pas beaucoup soucié des taches d'huile; on n'a, pour ainsi dire, établi la présence du mal qu'après la formation des gazons, *quoique de rares conidies peuvent déjà se former* (par un temps doux, pendant des nuits à rosée) *sur les taches d'huile avant l'apparition de l'efflorescence. Ces conidies peuvent déjà déterminer des infections pendant la pluie qui provoquera la formation générale des gazons;*[1] *le viticulteur défendra donc sa vigne contre un mal latent, s'il procède à un sulfatage immédiatement après avoir diagnostiqué le mal.*

C'est d'autant plus important que la pluie peut durer plusieurs jours et qu'ainsi le viticulteur qui n'a reconnu le mal qu'après l'apparition des efflorescences ne peut plus sulfater, par conséquent une invasion réitérée peut s'effectuer dans le vignoble.

Il est prudent de faire l'essai décrit déjà sur les cépages précoces; en général, il faut rechercher les taches d'huile à partir du commencement du moi de mai. Nous parlerons au chapitre VIII. de l'application du procédé.

On peut reconnaître par le même essai l'infection des grappes. Si l'on traite de la manière décrite des fleurs fanées ou des grappes déjà nouées, les conidiophores apparaissent au bout d'un à deux jours, en cas d'infection. En plein air les conidiophores ne se seraient développés qu'avec la première pluie abondante. Si on procède donc sans perdre de temps à un poudrage on préviendra les invasions qui pourraient survenir pendant la pluie; puis on préviendra aussi, à un certain degré, les infections réitérées qui peuvent s'effectuer pendant une pluie de plusieurs jours.

On peut donc considérer les taches d'huile comme les avant-coureurs du Mildiou; le viticulteur doit les rechercher avec attention. Plus tôt il arrive à les reconnaître, plus ses chances augmentent d'effectuer le traitement à temps.

3. La propagation des taches d'huile.

L'importance des premières taches est démontrée par les observations suivantes, faites dans des lots non sulfatés de notre champ d'expérience (cépages: *Juhfarkú, Bakator, Olasz Rizling, Furmint),* où nous pouvions donc parfaitement suivre la propagation du Mildiou, exprimée par des chiffres se rapportant à une unité de 1 arpent (0·53 ha) planté de 6000 souches.

[1] Les conidies provoquées par la pluie ne peuvent pas encore causer des infections parce qu'elles doivent s'aoûter d'abord.

La marche du Mildiou a été la suivante: le 6 juin le Mildiou était encore sporadique, il y avait en moyenne une feuille mildiousée sur 10 souches (avec 1, rarement 2 taches). Si l'on admet qu'à ce temps il y avait en moyenne 80 feuilles sur 1 souche, sur les 480,000 feuilles des 6000 souches il y en avait 600 de mildiousées, ce qui fait 0·1$^{0}/_{0}$. Ce chiffre est si peu élevé qu'à cette époque il faut soigneusement inspecter les feuilles pour trouver des taches, dont la plupart échappent à l'observation.

Les taches d'huile de l'invasion suivante sont devenues visibles seulement le 11 et 12 juin; à cette date il y avait sur chaque 5e ou 6e souche une feuille mildiousée, ce qui fait 0·2$^{0}/_{0}$.

Les taches des invasions survenues pendant le 5 juin ont apparu le 17, sur chaque deuxième souche il y avait 1 feuille mildiousée (avec 1 ou 2, rarement 3 à 4 taches), ainsi le pourcentage des feuilles infectées est de 0·5$^{0}/_{0}$ (en prenant aussi en considération l'augmentation du feuillage).

Les taches des infections du 10 juin ont apparu les 21 et 22; sur chaque souche il y avait 4 à 5 feuilles infectées, ce qui fait 4·4$^{0}/_{0}$.

Les infections du 14 juin sont devenues apparentes le 23 juin; à cette date il y avait sur chaque souche 20 feuilles mildiousées, ce qui fait 17$^{0}/_{0}$ de feuilles infectées.

Le 15 et le 18 juin il y a eu de petites pluies, qui ont tellement favorisé le Mildiou, que les 25 et 26 juin 21$^{0}/_{0}$ du feuillage étaient déjà infectés.

Les 2 et 3 juillet il a fait une pluie abondante qui a favorisé l'invasion en un tel degré que les 10 et 11 juillet 70$^{0}/_{0}$ du feuillage étaient atteints du Mildiou. Sur chaque feuille il y avait 20 à 30 et même plus de taches.

La différence est encore plus sensible si l'on prend en considération, non pas le pourcent des feuilles mildiousées, mais le nombre des taches d'huile, et cela d'autant plus que pendant un mois le feuillage avait doublé.

Nombre des taches d'huile sur 1 arpent:

I^{e}	inf. le	6	juin	600
II.	„	11	„	1,500
III.	„	17	„	7,000
IV.	„	21	„	120,000
V.	„	23	„	600,000
VI.	„	26	„	1.000,000
VII.	„	11	juillet	environ 15 à 20 millions.

Au bout de 35 jours le nombre des taches causées par les conidies des premières taches d'huile s'est donc élevé à plusieurs millions.

4. Disposition des taches d'huile.

Les premières taches apparaissent d'ordinaire sur les feuilles inférieures; ces infections sont causées par les spores d'hiver lorsqu'il n'y a que 3 ou 4 feuilles sur la jeune pousse (mai).

Les taches d'huile des premières infections apparaissent sur les dents et le long des nervures. En général l'emplacement de la tache d'huile sur la feuille dépend de nombreux facteurs, de la surface et de l'angle d'insertion (position) de la feuille, de la quantité des pluies, de la force et de la direction du vent, etc.

Sur le revers des feuilles glabres l'eau s'écoule facilement; si l'on observe une feuille avec de nombreuses taches d'huile, on voit que ces taches se trouvent surtout dans le voisinage des nervures principales parce que les gouttes d'eau qui s'écoulent le long de la nervure sont arrêtées par l'insertion des nervures secondaires, et c'est ici que se fait la pénétration des spores. Cette disposition dans les angles formés par les nervures s'observe sur tous les morceaux de feuilles représentés sur les planches I et II. Sur certains cépages à feuilles glabres, les nervures principales sont accompagnées de toute une bande de taches d'huile (Pl. I, fig. 2, 4, 5, 6). Cela s'observe surtout sur les cépages *Nagy Burgundi et Leányka* (Pl. I, fig. 6). La figure 4 de la planche I montre comment les gouttes d'eau qui s'écoulent sur le revers glabre de la feuille sont arrêtées par les nervures transversales; la figure représente une feuille de *Nagy-Burgundi* où par conséquent les taches d'huile sont disposées le long des nervures secondaires, verticalement à l'axe de la feuille.

Sur les feuilles velues les gouttes de pluie ne s'écoulent pas si facilement, mais restes isolées; ainsi les taches d'huile peuvent se présenter sur toute la surface de la feuille.

Les taches d'huile des infections *survenues pendant un temps pluvieux-venteux* ne se présentent en masse que sur certains endroits de la feuille, tandis que les autres parties de la feuille peuvent rester immunes. Cette forme s'observe surtout sur les feuilles velues. Selon la position de la feuille à l'égard du vent, l'infection peut porter *a)* sur la moitié de la feuille; *b)* sur un ou deux lobes; *c)* sur la face inférieure de la feuille.

a) dans ce cas l'axe de la feuille était placé verticalement à la direction du vent, qui ne pouvait donc soulever qu'une moitié de la feuille;

b) dans le cas de l'infection d'un ou de deux lobes, les lobes en question étaient seuls redressés;

c) dans ce cas le revers entier de la feuille était opposé au vent, l'infection est donc survenue conformément à la direction du vent sur

l'autre partie de la souche; c'est le cas si le feuillage est rare, surtout au sommet du cep.

Nous avons établi ces cas par un temps venteux, où nous avons aussi observé que les gouttes de pluie sont tombées de nouveau sur les parties envahies par les taches des infections antérieures (la direction du vent étant la même).

5. Forme et étendue des taches d'huile.

La forme et l'étendue des taches d'huile dépendent de plusieurs facteurs. Vers la fin du printemps ou au commencement de l'été, mais aussi plus tard, si le temps est trop pluvieux, les taches sont grosses et rondes, parce que le mycèle s'étend vite parmi les tissus turgescents, gorgés d'eau.

Le mycèle peut former dans les feuilles tendres des taches de 2 à 3 cm, tandis que dans les feuilles plus fortes les taches sont en général plus petites, d'un à deux centimètres.

Les petites feuilles près du sol des greffes-boutures dans la pépinière sont souvent envahies par une seule grosse tache, étant dans un milieu trop humide (Pl. I, fig. 3 *Kadarka,* fig. 9 *Budai zöld*).

Les grosses taches d'une couleur vert-jaunâtre vive présentent *des bords en zig-zag, nettement délimités par les branchettes les plus fines des nervures,* qui arrêtent le mycèle dans son progrès. Cette action entravante est encore plus décisive le long des nervures principales. Mais si à l'époque de l'infection les feuilles sont plus fortes, les taches sont alors plus petites et plus anguleuses.

Le cépage semble aussi avoir de l'influence sur le développement des taches. Cela se voit surtout sur les cépages américains et les hybrides (surtout du *Rupestris*); ici c'est probablement la composition chimique du contenu cellulaire qui entre en jeu. Sur les jeunes feuilles tendres des américains, l'infection prend difficilement et les taches d'huile sont petites, ce qui prouve que la composition du suc des cellules ne convient pas assez au Mildiou. Nous pensons qu'il en est de même dans une certaine mesure pour les cépages européens, notamment quand il s'agit de la résistance variable des cépages. Nous avons aussi observé *qu'on trouve à peine de taches d'huile sur les feuilles des ceps chlorotiques. Les taches sont surtout influencées par la sécheresse* et correspondant au degré de la sécheresse: les taches sont plus petites et plus anguleuses. Les pluies qui surviennent pendant une période de sécheresse peuvent très bien déterminer de nouvelles infections en masse, mais elles ne suffisent pas à diluer jusqu'à un degré favorable le suc des cellules. Ainsi le mycèle trouve un milieu concentré qui ne lui convient pas, il

avance difficilement et la tache provoquée reste petite et plus anguleuse que d'ordinaire.

Les figures 2, 4 et 6 de la planche I et la figure 2 de la planche II représentent des fragments des feuilles du cépage *Olasz Rizling* avec des taches anguleuses. Ce cas ressemble extraordinairement aux dégâts causés par l'anthracnose maculée. Sur les feuilles de *Rupestris du Lot* les taches obtenues par l'infection artificielle ressemblent aussi beaucoup à ces dernières.

On peut se demander maintenant pourquoi le mycèle dans des conditions favorables n'envahit pas toute la feuille? La cause en doit être probablement que ce sont les produits secrétés par le mycèle même qui l'en empêchent, en empoisonnant le milieu; c'est le même fait qu'on observe dans les cultures pures entretenues dans le laboratoire où les cultures des moisissures s'arrêtent à une certaine grosseur, quoiqu'il y ait encore du milieu nutritif en abondance. Il se peut aussi que les cellules qui environnent la tache d'huile produisent des antitoxines qui entravent le développement ultérieur du mycèle.

6. Les taches d'huile par un temps pluvieux et par un temps sec. Vitalité du mycèle.

Pour l'apparition du Mildiou sur les taches d'huile nous avons établi:

1° que si, dans les 24 heures qui suivent l'apparition des taches d'huile, il y a une pluie abondante le Mildiou forme une touffe blanche et dense sur la surface de la tache; 2° que si la pluie précède seulement de 12 à 24 heures la tache, les conidiophores et les taches apparaissent simultanément; 3° que si 2 ou 3 jours avant la fin de la période d'incubation il y a des pluies abondantes, le Mildiou se présente d'un jour à l'autre sans que les taches d'huile soient visibles (c'est l'apparition «sans taches d'huile»).

Si les gazons du Mildiou sont déjà formés et que le temps reste pluvieux, les taches deviennent, au bout d'un ou deux jours, d'un vert-sale ou d'un jaune d'ocre brunâtre, puis elles brunissent, les tissus périssent et deviennent déliquescents.

Mais si l'apparition de l'efflorescence est suivie d'un temps sec, le changement de teinte et le périssement des tissus est plus lent, les parties péries se déssèchent, les taches s'étoilent après une ou deux semaines et la feuille devient criblée.

Si, au moment de l'apparition des taches d'huile, *le temps est assez doux, l'air humide et que pendant la nuit il y a de la rosée,* il se forme alors une efflorescence sur les taches *pendant 2 à 3 jours,* mais ce gazon est à peine blanc, parce que les conidiophores sont plus courts et plus épars, et il se forme moins de conidies; mais si pendant ce temps

il y a de la pluie, le gazon de conidiophores devient alors touffu, blanc, comme d'ordinaire.

Si, lors de l'apparition des taches, le temps est sec, la formation des conidiophores tarde jusqu'à ce qu'il arrive une pluie abondante. Par la sécheresse les taches d'huile prennent au bout de 2 ou 3 jours une teinte verdâtre sale, puis elles deviennent rapidement brun-jaunâtres; le ton brun apparaît d'abord le long des nervures principales, puis des nervures secondaires, de sorte qu'on voit un dessin brunâtre sur un fond jaune-livide sale (Pl. I, fig. 2). Ce phénomène tient à ce que les hyphes cheminent surtout entre le liber des nervures et les cellules du mesophylle et par conséquent l'intoxication des cellules s'y accentue d'une manière plus frappante.

Le changement de teinte des taches d'huile ne se produit pas sur tous les cépages, dans le même espace de temps; on y observe des écarts considérables; ainsi sur les cépages *Kadarka* et *Furmint,* les taches présentent un dessin brunâtre déjà au bout de 3 ou 4 jours, tandis que sur les cépages *Nagy Burgundi* et *Leányka* la couleur des taches reste d'un brun clair pendant 2 ou 3 semaines. Souvent le changement de teinte reste partiel même au bout d'un ou de deux mois: tandis que dans d'autres cas la tache devient tout à fait brune en une semaine. Souvent les taches congénères sur la même feuille, ne changent pas également de teinte, quelques-unes deviennent brunes, d'autres, qui sont plus éloignées des nervures principales, restent jaunes. Dans d'autres cas la couleur de la tache reste jaune-clair avec quelques petites taches brunes; la figure 6 de la planche I représente une de ces taches bigarrées sur une feuille du cépage *Leányka.* Ce cas est assez caractéristique du cépage.

Il est intéressant de constater que sur les feuilles du *Kadarka* les taches d'huile prennent au bout de 4 à 5 jours une teinte pourpre, violacée (cette teinte se distingue aisément du changement de couleur des feuilles en automne). Sur d'autres cépages *(Furmint, Sémillon blanc)* cette couleur est très rare; nous ne l'avons pas observée sur les cépages à grappes noirs, comme l'*Oporto, Merlot, Kis Burgundi, Nagy Burgundi,* etc.

En général les taches devenues brunes se dessèchent, se parcheminent et se fendillent; parfois elles prennent un lustre nacré (à cause de l'air qui pénètre entre les cellules péries). Mais le plus souvent elles sont d'un brun-foncé. jaunâtre ou rougeâtre, ou d'un rouge vif, dans ce cas elles ressemblent beaucoup aux taches causées par un coup de soleil. La figure 7 de la planche I représente un cas de dépérissement ordinaire; puis la figure 8 représente un fragment de feuille qui commence à jaunir et à se dessécher par suite des altérations physiologiques, causées par les nombreuses taches d'huile qu'on voit le long des nervures.

Quant à l'apparition de l'efflorescence par un temps sec, nous avons

fait les observations suivantes: chez les feuilles des cépages velus on observe sur les taches au bout d'une semaine une légère efflorescence; sur les cépages à feuilles glabres l'efflorescence apparaît seulement au bout de 15 ou 20 jours, ou elle sera même supprimée apparemment. Il faut remarquer que même dans ce dernier cas il y a toujours *une légère efflorescence, invisible* à l'oeil nu : parce que les conidiophores sont épars, il y en a seulement 1 ou 2 dans chaque stomate, et, étant petits, ils produisent à peine quelques conidies. Mais, si après la sécheresse il y a une pluie abondante, la formation des touffes et des conidiophores devient normale.

Pendant un temps sec l'efflorescence a souvent l'aspect « d'une tapisserie » ; dans le gazon blanc on observe des taches brunes, ce sont des parties de feuilles péries, où le mycèle ne vit plus.

Le degré de l'efflorescence partielle dépend de l'âge de la tache et de l'intensité et de la durée de la sécheresse. Après une longue période sèche les conidiophores apparaissent seulement aux bords des taches d'huile brunies, parce que c'est le seul endroit où le mycèle conserve sa vitalité. On observe le même fait lors de la recrudescence des taches en automne.

Voyons maintenant combien de temps le mycèle peut conserver sa vitalité dans les taches d'huile pendant une longue sécheresse?

Dans le champ d'expérience de l'Institut Ampélologique les taches d'huile d'une infection spontanée abondante du 2 ou du 3 juillet ont apparu du 9 au 11 juillet, mais les conidiophores se sont montrés à peine à cause de la grande sécheresse, même au bout de 10 jours. Le soir du 19 juillet nous avons recouvert d'une cage vitrée un cep après l'avoir arrosé abondamment. Le matin suivant on voyait des conidiophores sur toutes les taches, parce que l'état hygrométrique de l'air ambiant était de 90 % et le turgor des cellules était restitué par suite de l'arrosage; tandis que les autres ceps étaient dans une atmosphère contenant le jour 30 % et la nuit 55 % d'humidité relative. Sur des feuilles détachées d'un cep non arrosé et placées à titre de contrôle sous une cloche humide, les conidiophores apparurent le 24 juillet

Le 29 juillet il y eut enfin une averse (7·5 mm), mais qui ne suffit pas à déterminer la fructification du mycèle affaibli par trois semaines de sécheresse, *quoiqu'il se formât encore des conidiophores le 31 juillet sur des feuilles coupées et placées dans un milieu humide.*

Il faut remarquer que le mycèle dans ces taches d'huile *a supporté la grande chaleur et la sécheresse encore presque un mois.* Le 10 août le temps est devenu pluvieux pendant quelques jours, ainsi le 10 il y avait 14·7 mm de pluie, le 11 4·4 mm et le 12 4·8 mm. En suite de ces pluies les conidiophores apparurent sur la plupart des taches; mais il

y en avaient encore des taches dans lesquelles le mycèle était tellement affaibli, que ces pluies mêmes ne purent déterminer sa fructification; néanmoins sous la cloche humide l'efflorescence est apparue même le 19 août.

Même vers la fin d'août il y avait encore quelques taches d'huile sur lesquelles on ne pouvait pas observer d'efflorescence de Mildiou à l'oeil nu; mises dans la chambre humide, les conidiophores y ont fait leur apparition le 4 septembre (après un forçage de 2 ou 3 jours).

On voit donc que le mycèle végétant dans les taches peut supporter une sécheresse de deux mois, et que la tache se renouvelle s'il y a des pluies abondantes.

Il peut donc arriver que si l'été n'est pas trop sec et qu'il n'y a que de petites pluies (mais insuffisantes à déterminer l'efflorescence de toutes les taches), le mycèle peut conserver sa vitalité jusqu'en automne. Ainsi le mal ne fait son apparition qu'à cette saison, quoique l'infection et l'apparition de la tache d'huile se soient faites au commencement de l'été.

Sur les taches d'huile en question placées sous la cloche humide en septembre, les conidiophores n'ont apparu que sur les bords de la tache, en forme de tapisserie, mais seulement après un séjour de 3 à 4 jours dans la cloche humide, parce que le mycèle n'avait conservé sa vitalité que parmi les cellules voisines de la partie saine et verte de la feuille; ces quelques hyphes devaient donc d'abord se fortifier pour pouvoir former des conidiophores. Une telle recrudescence de la tache ne peut donc se faire que par un temps pluvieux d'une durée de quelques jours.

Quant à la croissance des taches d'huile, nous avons observé que celles qui ne sont pas encore couvertes d'efflorescences n'accroissent qu'à la fin du printemps et du commencement de l'été, mais cette croissance est provoquée plutôt par le développement de la feuille que par l'accroissement du mycèle. Au commencement de l'été les jeunes feuilles peuvent grandir du double en 8 à 10 jours; il est donc naturel que les hyphes qui se trouvent entre les cellules s'éloignent les unes des autres. La preuve en est qu'on observe souvent que les taches des infections précoces prennent une teinte plus foncée après leur apparition, parce que des cellules à chlorophylle pénètrent entre les hyphes. Le mycèle devient ainsi moins dense, mais après quelques jours la tache redevient jaunâtre et transparente par suite du dépérissement des cellules vertes, causé par le développement ultérieur des hyphes.

Nous pensons donc que le mycèle peut conserver sa vitalité dans les feuilles pendant un été sec, et si l'automne est humide il peut fructifier et causer l'infection des jeunes pousses automnales.

7. Effet du froid et de la chaleur sur les taches d'huile.

Pour étudier l'effet des températures basses et élevées sur le Mildiou pendant la période d'incubation, nous avons conservé à températures variables des pousses à 4 ou 5 feuilles coupées sur plusieurs cépages. Sur chaque feuille il y avait 4 ou 5 taches d'huile de 2 ou 3 jours sans efflorescence.

1. Dans une pièce sombre d'une température de 10 C°, nous avons placé 25 pousses (100 feuilles contenant 500 taches d'huile) dans de l'eau et, après les avoir aspergées d'eau, nous les avons recouvertes de cloches munies de papier filtre humide. Les gouttes d'eau sur les feuilles ne se sont pas évaporées pendant une semaine, ce qui prouve que l'air des cloches était saturé d'humidité. Les efflorescences ont apparu seulement le 6e au 8e jour, les conidiophores sont restés nains. Le 6e jour nous avons transporté une partie des pousses dans une pièce à 20 C° ; *le matin suivant toutes les taches étaient couvertes d'un gazon épais,* tandis que sur les pousses conservées au froid le Mildiou ne se montrait pas.

2. En même temps nous avons placé 25 pousses des mêmes cépages dans une chambre à température de 20 C° (le soir) et les avons traités comme sous 1. Le matin suivant, c'est-à-dire après 12 heures, il y avait un gazon dense sur toutes les taches ; ainsi la température de 20 C° est très favorable à la formation des conidiophores.

3. Enfin nous avons placé 25 pousses dans une étuve à 30 C°, doublée de papier filtre humide. Il faut remarquer que dans ce cas il a fallu asperger les feuilles et le papier filtre deux fois par jour pour maintenir l'air saturé d'humidité. Les feuilles se fanèrent lentement, mais elles sont pourtant restées relativement fraîches pendant 4 à 5 jours. Mais même le 5e et 6e jour le Mildiou n'avait pas éclaté sur les taches. Les 4e, 5e et 6e jours de l'expérience nous avons sorti une pousse de l'étuve et nous l'avons conservée à une température de 20°, mais nous n'y avons pas observé d'efflorescences, et même sur les feuilles conservées seulement 24 à 48 heures à 30 C° les conidiophores étaient très rares.

Ces essais nous renseignent sur la manière dont se comporte le Mildiou envers les changements de température. *Ainsi, si au moment de l'apparition des taches, le temps est frais, les taches ne se couvrent pas d'efflorescences du soir au matin, même si l'air est saturé d'humidité ou s'il pleut.* La formation des conidiophores est ralentie et peut tarder 2, 3 et même 4 jours. Mais si le temps frais est suivi d'un temps chaud, humide, les gazons peuvent se former pendant une nuit. L'effet des basses températures est aussi sensible sur la durée de la période d'incubation, comme nous le verrons plus tard.

Le 2e essai se passe de commentaire ; on peut souvent observer

que pendant un été chaud les taches d'huile se couvrent d'un gazon touffu de conidies du soir au matin, quand il y avait eu une rosée abondante ou de la pluie pendant la nuit.

Nous n'avons pas étudié dans cette série d'expériences l'effet des températures entre 10 et 20°. Mais précédemment nous avions conservé des pousses dans les mêmes conditions dans une cave dont la température moyenne était de 15 C°. Une partie des taches était couverte de conidies le jour suivant, l'autre partie le 3e et le 4e jour. L'effet retardateur des températures basses est donc évident.

La température optima pour la fructification du Mildiou est donc entre 18 et 22 C°.

La limite inférieure de la production des conidies est à 8 ou 10 C°, la limite supérieure à 30 C°.

Pour éviter des mésentendus, il faut noter que ces chiffres indiquent seulement les limites de la fructification et non de la vitalité du Mildiou. Cette dernière permet des écarts beaucoup plus considérables.

IV. DÉTERMINATION DE LA PÉRIODE D'INCUBATION.

Sous la période d'incubation nous comprenons le temps qui s'écoule du moment de la pénétration des zoospores jusqu'au développement complet (apparition) des taches (Istvánffi, **14.** p. 330).

Il ne sera pas inutile de répéter ici notre définition de la tache d'huile (**14.** p. 333). Sous tache d'huile nous comprenons le changement de teinte qui survient autour de l'endroit de pénétration ; elle est l'expression de la maturité du mycèle qui s'est formé en suite du développement de la zoospore pénétrée. L'apparition d'une de ces taches translucides signifie non seulement que le mycèle du Mildiou s'est répandu dans une certaine limite, mais aussi *qu'il est devenu capable de fructifier.*

Nous ne comptons donc pas la période d'incubation jusqu'à l'apparition des gazons, parce que la formation des efflorescences peut tarder selon les circonstances, tandis que l'apparition des taches ne dépend pas aussi étroitement des facteurs météorologiques et ne présente que des écarts de 1 à 2 jours.

A l'étranger ce sont MM. Cazeaux-Cazalet (**63**) et Capus (**59** à **62**) qui se sont occupés de la question de la période d'incubation. Leurs résultats peuvent servir d'indication précieuse dans la pratique.

Au cours de nos expériences nous nous sommes occupés d'abord des taches d'huile des invasions spontanées, puis nous avons contrôlés les résultats par les infections artificielles. Dans tous les deux cas nous avons tenu compte des conditions météorologiques. Ce procédé a donné par la comparaison possible des résultats précieux.

1. Détermination de la période d'incubation en 1911.

La corrélation du Mildiou et des éléments météorologiques observée en 1911 dans les champs d'expérience de l'Institut Ampélologique est représentée dans le tableau graphique ci-joint (fig. 2, page 45).

L'été de 1911 a été très favorable à l'étude de la période d'incubation, parce qu'il n'y a eu en général que des pluies d'un jour, suffisamment espacées. Nous avons observé les 5 et 6 juin les premières taches d'huile, disséminées dans la vigne. Il fallait maintenant chercher la date de l'infection. Il y avait eu des pluies les 30 et 31 mai et le 1er juin, mais elles n'avaient pu causer cette infection, parce que la période d'incubation de 5 à 6 jours qui en résulterait serait troup courte pour le commencement de juin. Il faut donc chercher la date de l'infection plus tôt; nous la trouvons entre le 23 et le 25 mai, lorsqu'il y avait eu chaque jour de petites pluies et les minima de nuit étaient bas, ce qui augmentait la réceptivité de la vigne. La période d'incubation est donc de 13 à 14 jours.

Mais si l'on prend en considération le nombre des taches latentes apparues le 6 et le 10 juin (environ 800 taches sur un arpent[1], on voit que la première invasion a dû s'effectuer encore plus tôt, lorsque le Mildiou s'est reveillé de son repos hivernal.

Ces conditions s'étaient réalisées entre le 30 avril et le 13 mai. La première moitié du mois d'avril, jusqu'au 12, avait été pluvieuse, mais les spores d'hiver n'ont pas pu germer pendant ce temps, parce qu'il faisait trop froid (il y avait aussi de la neige); d'ici jusqu'au 30 avril il n'y avait pas eu de pluie, le temps avait été sec, clair.

Le 30 avril a commencé une période pluvieuse et relativement chaude, chaque jour il y avait des pluies, même plusieurs fois (le 3 mai il y avait 12·6 mm, le 7 mai 24·4 mm de pluie). L'état hygrométrique de l'air était constamment élevé, la nuit il était de 90 %, le jour de 70 %. *La première invasion* devait donc avoir eu lieu vers le 5 mai.

Les taches qui en résultèrent sont restées à l'état latent jusqu'à la pluie du 20 mai, c'est alors, ou le 23 mai, qu'elles ont fructifié et ont causé pendant les journées pluvieuses qui suivirent, *la deuxième invasion.*

Ainsi le Mildiou a fait sa première apparition au bout d'une période d'incubation de 16 à 18 jours. Nous avons établi la même durée d'incubation pour les feuilles mildiousées qui nous furent envoyées par la poste de différentes localités, en comptant toujours avec la pluie qui pouvait provoquer une infection dans ces localités. En France on a aussi trouvé que la période d'incubation est relativement longue en mai.

A l'époque de la deuxième invasion, la température a baissé consi-

[1] Un arpent cadastral correspond à 5755·2 mètres carrés.

Le tableau graphique représente les conditions météorologiques des mois de mai, juin, juillet et août et leur corrélation avec l'apparition et le développement du Mildiou en 1911.

État hygrométrique de l'air:

La partie supérieure du tableau contient les données concernant l'état hygrométrique de l'air et les précipitations.

L'état hygrométrique de chaque jour (v. le fragment du système *a* à gauche) est représenté par 3 valeurs: I. de minuit jusqu'à 7 heures du matin sur la ligne du jour en question, II. de 7 heures du matin jusqu'à 8 heures du soir dans l'intervalle, III. de 8 heures du soir jusqu'à minuit sur la ligne de la journée suivante, où l'on trouve aussi la valeur matinale de cette journée. Nous avons calculé les valeurs moyennes de l'état hygrométrique de l'air d'après les diagrammes d'un hygrographe placé dans le champ d'expérience. Les lignes épaisses, parallèles et concentriques représentent des valeurs de 10 %.

Les pluies sont représentées sur le même système, de sorte que la ligne noire la plus longue représente une pluie de 10 mm; cette longueur est égale à la coordonnée du système précédent, ainsi la ligne concentrique épaisse marquant 10—10 % d'humidité, correspond à 1 mm de pluie. A droite on voit en détail un fragment du système *b*, on voit que l'intervalle des deux lignes fortes est subdivisé en cinq parties par des lignes minces, ces subdivisions représentent 0·2 mm de pluie. Sur le tableau même ces lignes ne sont dessinées que dans la partie comprise entre la courbe de l'état hygrométrique et de l'abscisse, pour que la courbe d'humidité soit plus visible.

Les lignes grasses verticales ne représentent pas seulement la quantité de la pluie, mais sa distribution par jour. Dans ce but l'espace consacré à chaque jour est divisé en 4 parties, comme on le voit sur le dessin d'à côté *b*: I. la pluie tombée de minuit à 6 heures du matin est représentée à côté de la ligne du jour en question, II. la pluie tombée de 6 heures jusqu'à midi figure à gauche du milieu, III. la pluie tombée de midi jusqu'à 6 heures figure à droite du milieu et IV. la pluie tombée de 6 heures jusqu'à minuit est représentée à gauche de la ligne de la journée suivante.

Température.

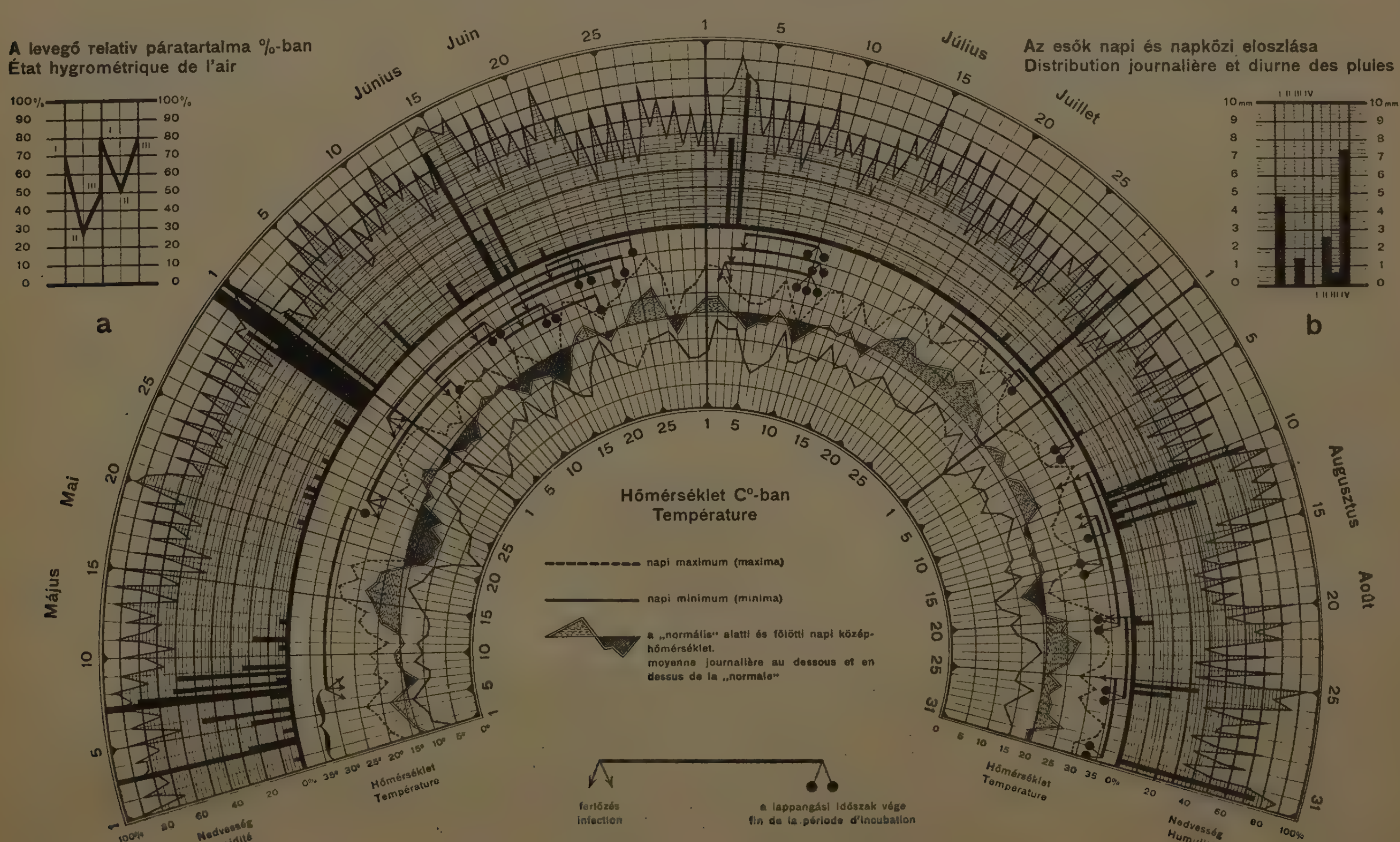
Dans la partie inférieure du tableau se trouvent les courbes de température. La ligne grasse interrompue représente la température maxima et la ligne grasse continue les minima; la ligne double mince représente les moyennes du jour (moyenne des observations faites à 7 h., 2 h. et 9 h.). La ligne mince qui croise la courbe des moyennes représente „la température normale“ de Budapest (calculée d'après des observations de 60 années). Les parties du tableau graphique correspondant à des températures au-dessus de la normale sont représentées par des hachures linéaires, à traits interrompus, les températures en dessous de la normale par des hachures en forme d'un réseau dense.

Périodes d'incubation.

Les périodes d'incubation sont représentées par les lignes grasses qu'on voit entre les courbes d'humidité et de température. L'époque de l'infection est marquée par des flêches au bout gauche de la ligne; la fin de la période d'incubation, c'est-à-dire l'apparition des taches d'huile ou des efflorescences est représentée par des petits cercles noirs au bout droit de la ligne. Les lignes grasses qui relient les flêches et les cercles expriment la longueur de l'incubation.

L'accolade (⏟) qui précède se rapporte à l'époque probable de la germination des spores d'hiver.

Fig. 2. La corrélation du Mildiou et des conditions météorologiques observée en 1911 dans le champ d'expérience de l'Institut Ampélologique.



dérablement. La nuit du 21 au 22, le thermomètre est tombé à + 1 degré, *la réceptivité de la vigne a été donc élevée pendant les jours suivants.* La température minima variait pendant les nuits entre + 1 et + 7 degrés, la température maxima entre 13 et 16°. Le temps chaud après le 26 mai a beaucoup favorisé le développement du parasite, parce que jusqu'au 2 juillet les minima de nuits oscillaient entre 10° et 15° et les maxima de jour entre 21 et 28 degrés.

Les infections suivantes sont survenues pendant la période pluvieuse du 28, 30, 31 mai et 1er juin. Les taches d'huile ont apparu le 11 juin, le matin (et aussi le 12) après la pluie du 10. La période d'incubation a donc été de 12 à 14 jours. *C'est la troisième invasion.*

La pluie du 5 juin a aussi été précédée d'un abaissement de température pendant deux jours. Le 2 et le 3 la température minima de nuit a été de 5° et 6°, *la réceptivité de la vigne a donc augmenté.* Les taches d'huile de cette invasion ont apparu les 16 et 17 juin, après la pluie du 15. La période d'incubation a donc été de 11 à 12 jours.

Ensuite il a plu le 10 juin, les taches d'huile ont apparu les 20 et 21 juin (et même le 19); les taches des essais d'infection artificielle faits le 10 ont apparu en même temps; la période d'incubation a donc été de 9 à 10 jours.

Les taches des essais d'infection artificielle faits le 12 juin, par un temps sec, ont apparu le 21 et 22 juin, c'est-à-dire après une période d'incubation de 9 à 10 jours.

La pluie du 14 juin (10·9 mm) a aussi été précédée d'un abaissement de la température. Les taches d'huile des infections survenues ont apparu le 23 juin, c'est-à-dire après *une période d'incubation de 9 jours, de même que les taches des essais d'infection artificielle.*

Le 15 il y eut encore de petites pluies (0·5, 1·7 et 1·6 mm). Ces deux jours l'état hygrométrique de l'air a varié entre 80 et 90 %; et c'est dans ces conditions que se fit la première invasion en masse (sur 17 % du feuillage). La période d'incubation a été de 8 à 9 jours.

A cette époque le temps est déjà chaud, la période d'incubation est en conséquence plus courte.

Le 18 juin il y eut un peu de pluie le matin, les infections sont devenues apparentes le 25 et 26 juin, après une période d'incubation de 7 à 8 jours. Le tableau graphique ci-joint montre clairement le racourcissement de la période d'incubation.

Du 18 juin au 2 juillet il n'y eut pas de pluie, le temps était sec. Le 2 et le 3 juillet il y eut des pluies précédées d'un abaissement de température. Les taches d'huile apparurent du 9 au 11 juillet. Le 9 et le 10 il y avait encore peu de taches (15 %), les autres (85 %) ont apparu le 11. Notons que le 10 le temps a été froid et couvert, l'air contenait beaucoup d'humidité même pendant le jour, *ainsi en suite de la dimi-*

nution de la transpiration le mycèle trouvait de l'eau en abondance, ce qui favorisait son développement.

L'apparition des taches en deux lots prouve aussi que la moindre partie des infections (15 %) s'était effectuée le 2 juillet (averse d'une heure, taches le 9 et le 10), la plus grande partie des invasions est pendant la pluie lente du 3 dont les taches apparurent le 11. Les taches des infections artificielles du 3 ont aussi apparu les 10 et 11, par conséquent on peut estimer la durée de l'incubation à 6, 7 à 8 jours. *Il en résulte aussi que les averses ont causé moins d'infections que les pluies faibles et lentes.*

Les taches des essais d'infection artificielle faits le 4 juillet ont apparu au bout de 5, 6 et 7 jours. Après les essais d'infection artificielle faits le 22 juillet, par un temps sec, nous avons observé au bout de 6 à 7 jours des changements de teinte suspects, mais les taches n'ont apparu nettement délimitées que le 30, après la pluie du 26.

La pluie du 26 (0·5 mm) n'a pas causé d'infections; le temps était chaud et la pluie s'est séchée rapidement.

Les taches d'huile des infections survenues sur les greffe-boutures pendant la pluie du 29 juillet ont fait leur apparition après la pluie du 4 août, au bout d'une période d'incubation de 9 à 10 jours.

Le 8 août nous avons fait des essais d'infection artificielle sur des ceps arrosés et non arrosés. Sur les premiers, les taches d'huile ont apparu *au bout de 5 et 6 jours, sur les ceps non arrosés seulement au bout de 8 à 10 jours.*

Les grandes pluies des 10 et 12 août n'ont causé que peu d'infections nouvelles, qui sont devenues apparentes après la pluie du 20 août, *au bout d'une période d'incubation de 9 à 12 jours.*

On voit ainsi clairement l'action retardatrice de la sécheresse sur l'apparition des taches.

Les taches des infections survenues pendant la pluie du 20 août ont fait leur apparition après les pluies du 25 et 26 (le 25 il y eut 3·2 mm, le 26 2 mm de pluie), c'est-à-dire *après une période d'incubation de 7 à 8 jours.* Dans ce cas les pluies ont hâté l'apparition des taches.

Les taches des infections des 25 et 26 août ont aussi apparu au bout de 7 à 8 jours, en suite d'une grosse pluie (7·5 mm le 31 août).

Le mois de septembre ayant été sec, le Mildiou n'a pas fait de progrès dans notre champ d'expérience.

En résumé nous pouvons dire que la période d'incubation devient de plus en plus courte à mesure que l'été avance, puis lorsque le temps devient très sec, elle accroît proportionellement.

Le tableau suivant montre clairement le racourcissement de la période d'incubation causé par l'augmentation successive de la chaleur.

Époque de l'invasion	Apparition des taches	Durée de l'incubation en jours
5 au 8 mai	20 au 22 mai	15 à 18
23 „ 25 „	6 juin	13 „ 15
30 mai au 1er juin	11 „ 12 „	11 „ 14
5 juin	16 „ 17 „	12 „ 13
10 „ (inf. art.)	(19),20 „ 21 „	(10) à 11 „ 12
12 „ „ „	21 „ 22 „	9 „ 10
14 „ „ „	23 „ 24 „	9 „ 10
15 „	23 „ 24 „	9
18 „	25 „ 26 „	7 „ 8
2 juillet	(8), 9 „ 10 juillet	6 à 7 „ 8
3 „ „ „	9 „ 11 „	6 „ 7
4 „ „ „	9 „ 11 „	5 à 6 „ 7
22 „ „ „	(28) „ 30	(6) „ 8
29 „ „ „	5 „ 6 août	8 „ 9
8 août „ „ sur cep arrosé	12 „ 13 „	5 „ 6
8 „ sur cep non arr.	15 „ 16 „	8 „ 10
10 au 12 août	20 „ 21 „	9 „ 11
20 „	26 „ 27 „	7 „ 9
25 „ 26 „	31 août au 1er sept.	7 „ 8

Les taches d'huile des infections simultanées ont apparu avec une différence de 1 à 2 jours d'ordinaire en 3 groupes; dans le 1er groupe, il y avait encore peu de taches, le 2e contenait la majeure partie des taches et le 3e quelques taches en retard. Mais, si vers la fin de la période d'incubation l'air a été très humide, ou s'il y avait une petite pluie, les taches ont apparu presque simultanément.

2. Détermination de la période d'incubation en 1912.

Le mois de mai 1912 a été très pauvre en précipitations (41·2 mm). Dans la première moitié de mai il y eut quatre jours pluvieux avec 11·2 mm de précipitation totale. Les 16 et 17 il y en eut 20·3 mm, puis il ne fit plus que de petites pluies (5 jours en somme avec 9·7 mm). Ainsi on peut supposer que la chaleur et l'humidité nécessaire pour la germination des spores d'hiver n'ont été données que le 17 mai, et ainsi les premières taches devaient faire leur apparition vers le 2 juin, si l'on se base sur la période d'incubation de 15 à 18 jours établie l'année précédente. La justesse de notre calcul est prouvée par le fait que nous avons trouvé le 5 juin seulement 2 taches dans notre champ d'expérience.

Le retard de 3 jours peut avoir été causé par la difficulté de découvrir ces deux taches dans nos champs d'une étendue de 3 arpents. La justesse du calcul est aussi prouvée par les observations faites à

Kecskemét, où il y eut une pluie abondante le 16 mai (32·8 mm) et où les premières taches apparurent aussi le 2 juin.

Nous devons remarquer ici, qu'à partir du 20 mai nous avons journellement inspecté pour ainsi dire chaque cep de notre champ d'expérience et que malgré cela nous n'avons pu trouver plus de taches que les deux mentionnées. Sur les pousses enlevées à l'occasion de l'épamprage à la fin de mai il n'y avait ni taches d'huile, ni efflorescences, ce qui prouve que les infections survenues les 16 et 17 mai étaient faibles. Pour la recherche des taches d'huile nous avons fait mettre les pousses coupées en un tas maintenu humide; au bout de 2 à 4 jours ces tas furent soumis à une inspection soignée. Au cours de ce traitement, des efflorescences se seraient sûrement présentées si des infections avaient eu lieu pendant la pluie du 16 au 17 mai.

Le 2 juin il a fait une petite pluie et il est probable que cette pluie tombant à la fin de la période d'incubation a hâté l'apparition des taches d'huile, qui sont devenues visibles le 5 juin, le matin, après la pluie tombée la nuit précédente (2·7 mm).

La pluie du 4 juin n'a pas causé de nouvelles infections, parce qu'avant la pluie il n'y avait pas encore de conidies dans la vigne. En effet, avant le 18 juin, nous n'avons pas trouvé de nouvelles taches. Les taches apparues en grand nombre le 18, provenaient des infections survenues pendant les pluies orageuses des 9 et 10 juin (le 9 il y avait eu 49·8 mm et le 10 20·6 mm de pluie). Dans ce cas *la période d'incubation est probablement de 9 jours,* elle est donc plus courte de 2 jours que l'année précédente; parce que l'apparition des taches a été favorisée par les pluies du 15, 16 et 17 juin.

Les taches des infections survenues pendant les pluies du 15 au 17 juin ont fait leur apparition les 23 et 24, c'est-à-dire après *une période d'incubation de 8 à 9 jours.* Cette valeur est la même que l'année précédente. Quant à l'infection spontanée du 15 au 17 juin, il faut remarquer qu'avant la pluie il n'y avait pas encore de conidies dans la vigne, parce que nous avons enlevé les deux feuilles tachetées le 5 juin, puis les taches des invasions du 9 au 10 ne sont devenues visibles que le 18 et se sont couvertes d'efflorescences les 21 et 22; il est donc probable que les conidies furent apportées par le vent, parce que les 13, 14 et 15 le temps a été venteux.

La journée pluvieuse suivante est celle du 27 juin; les taches des infections spontanées survenues ce jour apparaissent les 3 et 4 juillet, après *une période d'incubation de 6 à 7 jours,* comme l'année précédente (1911).

Au cours de nos essais d'infection artificielle (1912), nous avons observé les périodes d'incubation suivantes:

1. Les taches des infections du 7 juin ont apparu le 16, c'est-à-dire *au bout de 9 jours* et l'apparition des taches a été hâtée par les pluies du 9, 10, 15 et 16 juin.

2. Les taches des essais du 13 juin ont apparu au bout de 8 à 9 jours, par l'arrosage du cep.

3. Les taches des essais du 25 juin ont apparu au bout d'une période d'incubation de 5 à 6 jours.

En résumé, en 1912 la durée de la période d'incubation est un peu plus courte qu'en 1911, probablement parce qu'en 1912 le temps a été plus humide que l'année précédente, puis nous étions plus exercés dans la distinction des taches.

Nous avons réuni dans le tableau suivant les valeurs de la période d'incubation obtenues en 1911 et 1912.

Époque de l'invasion	Durée en jours de la période d'incubation.
Commencement et mi-mai	15 à 18
Fin de mai	12 à 15
Commencement de juin	11 à 13
Mi-juin	9 à 11
Fin de juin	6 à 7
En juillet et en août	5 à 6

Ces valeurs ne sont justes que si le temps n'est ni trop sec, ni trop humide; parce que, comme nous l'avons vu, par un temps humide les taches apparaissent plus tôt, et par un temps sec, plus tard, ainsi que par un temps froid ou trop chaud, la période d'incubation peut donc se trouver abrégée ou allongée de quelques jours.

Il faut mentionner encore que la période d'incubation peut varier selon le cépage et le développement des feuilles et encore d'autres circonstances. Dans l'intérieur du feuillage, sur les feuilles inférieures, dans des bas-fonds et sur les sols humides, les taches d'huile apparaissent plus tôt. *En général l'augmentation de l'humidité a pour suite la réduction de la période d'incubation.* Mais cette petite variation n'a pas d'importance pratique.

Pour la grappe nous avons établi les périodes d'incubation tirées des essais d'infections artificielles suivantes:

Époque de la contamination	Durée de la période d'incubation si l'infection est survenue sur les fleurs ou grains	si l'infection est pratiquée sur les pédoncules ou sur la rafle, sa durée augmente toujours de 3 à 5 jours.
A la fin de mai et au commencement de juin	12 à 14 jours	
Mi-juin	9 à 11 „	
A la fin de juin	10 à 12 „	
Au commencement de juillet et à la mi-juillet	12 à 14 „	

On voit qu'au commencement du développement des grappes la période d'incubation est plus longue que vers la mi-juin; puis qu'elle s'allonge de nouveau.

Il est vrai qu'à cette saison, lorsque le temps devient de plus en plus chaud, la période d'incubation devrait être de plus en plus courte; il faut cependant prendre en considération que lorsque les baies sont plus fortes et plus volumineuses le travail destructeur du mycèle se fait plus difficilement et ne devient visible que plus tard.

En général la période d'incubation est la plus courte si la contamination s'est faite sur la fleur même, sur le grain noué, ou sur le bourrelet; elle est plus longue si l'infection se fait à travers le pédoncule (de 1 ou de 2 jours) *ou la rafle* (de 4 à 5 jours); on peut observer ces différences sur la même grappe selon les endroits d'infections. La période d'incubation la plus longue peut donc être de 17 à 19 jours.

M. Ravaz (**24.** mars-avril 1912) a observé dans la serre une période d'incubation de 6 à 7 jours sur des fleurs, et 7 à 12 jours sur des grains d'un diamètre de 10 mm. M. Faes (**11.**) a trouvé dans ses expériences en serre une période d'incubation de 16 jours sur une grappe en véraison.

Ces résultats ne peuvent être comparés aux nôtres, parce qu'ils ont été obtenu en serre et sur des plants forcés, tandis que nous avons faits nos observations dans la vigne, au cours du développement normal de la plante.

Nous mentionnons encore que la période d'incubation peut être considérablement écourtée par les pluies aussi bien dans le cas de la contamination des feuilles que celui des grappes, et ainsi par un temps chaud et excessivement humide, on peut même observer l'apparition du mal sans la formation préalable des taches d'huile.

Nous ne parlerons ici de cette forme de la maladie qu'en ce qui concerne la durée de la période d'incubation, pour les autres détails voir le chapitre V. Nous avons établi au cours de nos études que, *si le temps est très humide après l'invasion, ou s'il y a des pluies abondantes 4 ou 5 jours avant l'expiration de la période d'incubation normale, les conidiophores peuvent faire subitement leur apparition, sans que le périssement du tissus autour de l'endroit de l'invasion (taches d'huile) soit apparent.* **C'est le cas que nous appelons apparition du Mildiou sans formation préalable de taches d'huile.**

Dans ce cas la durée de la période d'incubation est la suivante (sur les feuilles):

à la fin de mai	10 à 12 jours
au commencement de juin . . .	8 à 10 „
à la mi-juin	6 à 8 „
à la fin de juin et en juillet et août	4 à 5 „

Sur les grappes elle est:

dans la première moitié de juin .	de 9 à 11 jours
„ seconde „ „ .	de 7 à 9 „
en juillet	de 8 à 10 „

On voit ainsi qu'on ne peut pas parler d'une valeur absolue pour la durée de la période d'incubation et que les résultats des essais faits au laboratoire ou dans la serre ne sont pas concluants pour la vigne en plein air. C'est pourquoi nous avons tâché de faire nos expériences en plein air, dans des conditions naturelles.

V. ÉTUDE DE L'APPARITION DES CONIDIOPHORES
(formation des taches blanches).

La formation des conidiophores du Mildiou commence par l'apparition des branches du mycèle dans les ouvertures des stomates. Parfois ces branches de mycèle transpercent aussi les tissus mous, p. ex. ceux du sillon du bourrelet (Pl. IV, fig. 4 à 5). Dans les stomates la chambre sous-stomatique est gorgée de hyphes qui la dilatent considérablement; en suite de cette dilatation le stomate et les cellules environnantes sont soulevées et forment de petites émergeances (Pl. IV, fig. 1).

1. Apparition des conidiophores.

L'apparition des conidiophores se fait de plusieurs manières :

1. On trouve des commencements plus ou moins indépendants (Pl. IV, fig. 6, 7, 13 à 17); ces hyphes s'allongent ensuite et se transforment directement en conidiophores; ou bien il se forme sur leur bout épaissi en forme de massue 2 ou 3, et même 4 à 6 conidiophores; ou, ce qui est plus rare, le manche de la massue s'allonge d'abord (Pl. IV, fig. 13, 15).

2. Ou le commencement est plus au moins pséudo-parenchymateux en suite de la compression des hyphes et affecte la forme d'une fraise (Pl. IV, fig. 2, 3, 18). De cette formation poussent ensuite 1 ou 2, 8 ou 10 ou rarement même 20 ou 30 conidiophores.

3. Souvent les bouts des hyphes se gonflent en forme de poire, et se présentent à l'orifice soit isolément, soit en groupes (Pl. IV, fig. 8 à 12, 19). De la partie renflée poussent ensuite 1 ou 2, ou même plus de conidiophores. Ce cas forme une transition du cas précédent (Pl. IV, fig. 2 à 3, 18). Dans l'ouvrage de M. Cornu (**36**) les fig. 8 à 11 de la planche I laissent deviner ce type.

Les bouts de hyphes renflés prennent toujours une teinte jaune-verdâtre, sale. La membrane épaisse des formations pyriformes est

chagrinée, lors de l'apparition des conidiophores on distingue parfaitement la cuticule fendue (Pl. IV, fig. 8 à 11).

Les commencements affectant la forme d'une fraise ou d'une grappe sont les plus fréquents, ils peuvent apparaître sous des formes et avec des dimensions fort variables. Ces commencements sont gros et variés surtout si le milieu est très humide; dans ce cas leur grosseur est de 0·1 à 0·3 mm; et il se forme sur ces commencements 20 à 30 conidiophores dont 5 à 6 seuls se développent entièrement.

Quel que soit le mode de formation des conidiophores, parvenus à un certain degré de développement ils présentent toujours sous un faible grossissement le même aspect: *les stomates sont ornés de formations étoilées* (Pl. VIII, fig. 1). Ces formations apparaissent d'abord le long des nervures où non seulement tous les stomates en renferment une, mais elles sont aussi plus denses et plus longues qu'ailleurs (à cause de l'eau abondante).

On peut parfaitement observer l'apparition des ces formations étoilées si, à un certain moment, l'on arrête le développement de l'efflorescence, en sortant de la chambre humide les feuilles couvertes de taches d'huile. Sur ces feuilles on ne trouve des efflorescences blanches que le long des nervures, mais les autres parties des taches d'huile se couvrent aussi d'efflorescences si l'on remet la feuille dans la chambre humide.

Ce cas est bien fréquent dans la vigne, surtout si l'humidité de l'air baisse subitement, mais si l'humidité augmente de nouveau la formation des efflorescences continue. La formation des efflorescences s'arrête aussi s'il y a de la pluie seulement vers minuit; dans ce cas les conidiophores n'ont pas assez de temps pour se former jusqu'au matin (il leur faut 10 à 12 heures). Leur développement s'arrête ainsi, parce que, comme on le sait, ils ne se forment que la nuit ou dans l'obscurité.

Nous en avons aussi des preuves expérimentales. *Sur les feuilles placées dans la chambre humide à minuit, on ne voyait le matin des conidiophores que le long des nervures;* pendant le jour de nouveaux conidiophores ne se sont pas formés, malgré l'état hygrométrique élevé du milieu ambiant, mais la nuit suivante toutes les taches d'huile se sont couvertes d'efflorescences.

Les lieux d'efflorescence. Les efflorescences sont les plus fréquentes sur le revers des feuilles, elles se forment rarement sur la face, et seulement le long des nervures principales (Pl. IX, fig. 6). En plein air les taches d'huile formées sur les dents ne se couvrent pas d'efflorescences sur la face supérieure, quoiqu'il y ait des stomates. Au cours de nos expériences d'infection nous avons aussi observé ce cas dans la chambre humide.

La formation d'efflorescences sur la face de la feuille est fréquente dans la chambre humide, en plein air, elle ne s'observe que sur les feuilles inférieures et après des pluies abondantes. Ces efflorescences sont toujours clairsemées, mais les conidiophores se développent complètement, ils forment deux rangées sur le dos des nervures (Pl. I, fig. 3). Notons encore que dans un milieu excessivement humide les conidiophores se forment aussi sur les jeunes vrilles (Pl. II, fig. 25 et 26), les jeunes pousses, les pétioles et sur les nervures du revers des feuilles.

Sur le revers des feuilles les gazons de conidies sont blancs, floconneux; comme les nervures sont d'ordinaire exempts de conidiophores, elles forment un dessin pâle sur le gazon (Pl. I, fig. 2). Le contour des gazons est d'ordinaire nettement délimité, la hauteur des conidiophores est de 0·5 à 1·0 mm. Au bout de 4 à 5 jours le gazon se fâne et les conidies tombent pour la plupart.

Sur la tache déjà passée le mycèle ne se renouvelle qu'aux bords, mais au milieu, même si le tissu est assez vert, il ne se forme plus de nouveaux conidiophores, parce que les hyphes se sont vidées.

Il faut mentionner comme un fait curieux, que sur les grains attaqués par le Gribouri et qui ont éclaté ensuite, les conidiophores font leur apparition sur la plaie béante, on peut même observer des gazons d'efflorescence sur les pépins de ces baies. Dans l'intérieur des baies en voie de périssement on trouve parfois des conidiophores dans les lacunes qui se forment entre la pulpe et les graines. Ce cas est mentionné déjà par MM. Prillieux (**54.** p. 113) et Perraud (**25.** p. 65).

Sur le matériel conservé de Stridó-Farkashegy de 1910 nous avons trouvé dans l'intérieur des yeux d'hiver fermés des conidiophores bien développés et pliés par suite du manque d'espace.

2. Influence de la température et de l'humidité sur l'apparition des conidiophores en plein air.

Selon nos observations les conditions optima pour l'apparition des conidiophores sur les feuilles sont de 18 à 22° de chaleur et 95 à 100 % (brouillard) d'humidité. Dans ces conditions les conidiophores *se forment complètement pendant 10 à 12 heures; l'allongement se fait alors pendant 4 à 5 heures, la ramification pendant 1 ou 2 heures, et pendant les 3 ou 4 heures restantes les conidies se forment.* Selon MM. Ravaz et Verge (**24.** p. 38 à 39) la formation des conidiophores a exigé au laboratoire 10 à 12 heures, dans les conditions correspondantes.

Pour les valeurs que nous indiquerons plus bas, il faut remarquer que nous avons fait nos observations en plein air, l'état hygrométrique de l'air était observé sur un hygromètre placé à hauteur d'homme. Il faut

encore élucider la contradiction apparente qui résulte du fait que MM. Ravaz et Verge marquent de 100 % l'état hygrométrique de l'air des cloches humides, tandis que nous avons placé sur 95° l'aiguille de l'hygromètre enveloppé dans de l'étoffe humide et ne désignons du chiffre 100 que le brouillard, comme c'est l'usage en météorologie.

Ainsi nos chiffres diffèrent de ceux de MM. Ravaz et Verge de 5 à 8°, qu'il faut additionner ou soustraire en comparant les résultats, la contradiction est alors levée.

Ainsi si les conditions sont favorables lors de l'apparition de la tache d'huile, les conidiophores commencent à se former, mais s'il n'y a pas assez d'humidité, ils ne se développent pas jusqu'à ce que celle-ci soit suffisante. Cette corrélation est tellement rigoureuse *qu'un abaissement de l'état hygrométrique de l'air est toujours suivi d'un ralentissement de l'intensité de la formation des conidiophores.*

Ainsi en plein air, par un état hygrométrique de 85 à 90 % la formation d'une efflorescence chétive s'effectue pendant deux nuits, tandis que par un état hygrométrique de 75 à 85 %, ce qui correspond à un temps doux (la nuit 85 à 90 %, le jour 60 à 65 %), les efflorescences n'apparaissent qu'au bout de 4 à 5 jours; les conidiophores formant ces efflorescences sont courts (0·3 à 0·5 mm) et produisent peu de conidies (20 à 50 à 80); par conséquent les gazons sont moins touffus et blancs que dans le cas de la formation complète de l'efflorescence.

Nous avons réuni dans le tableau suivant des données qui démontrent suffisamment l'influence de la température et de l'état hygrométrique de l'air sur la formation des conidiophores.

État hygrométrique de l'air	temps de la formation des efflorescences	aspect de l'efflorescence
95 à 100 % (temps humide, brouillard)	10 à 12 heures	gazon touffu, blanc, les conidiophores sont longs de 1 mm et portent 200 à 400 conidies.
75 à 85 % (temps doux)	2 à 4 jours	gazon moins touffu, les conidiophores sont longs de 0·5 à 0·6 mm et portent 50 à 100 conidies.
65 à 75 % (temps sec)	5 à 15 jours	peu de gazons, les conidiophores restes nains (0·1 à 0·3 mm) et portent très peu de conidies (1 à 2, rarement 20 à 30).
55 à 65 % (temps très sec)	—	il n'y a pas de formation de gazons.

Dans leurs expériences de laboratoire MM. Ravaz et Verge (**24.** p. 40 à 45) ont réglé le degré d'humidité des chambres humides par des solutions de chlorure de calcium à concentration variée, et ils ont observé qu'une différence de 2 % a déjà une influence sensible sur la

formation des conidiophores. En plein air nous avons fait les observations suivantes: sur les feuilles inférieures et de l'intérieur du feuillage, les conidiophores apparaissent toujours plus tôt que sur les feuilles situées plus haut ou à l'extérieur, parce que l'air reste plus longtemps humide au pied du cep et dans l'intérieur du feuillage.

C'est aussi la cause des efflorescences sur la face des feuilles; ce fait ne s'observe que sur les feuilles à l'intérieur du feuillage.

Sur les feuilles des ceps plantés dans des bas-fonds ou dans des vignobles à souches serrées, ou dans le voisinage immédiat d'une forêt ou d'un champs cultivé, les efflorescences apparaissent aussi plus tôt, parce que dans ces endroits l'état hygrométrique de l'air est toujours un peu plus élevé.

La formation des conidiophores est considérablement ralentie *par un temps froid.* Ainsi à une température de 8 à 10 degrés la formation des conidiophores est ralentie de 6 à 8 jours dans un milieu humide, vers 15° elle peut durer de 2 à 3 jours.

Au delà d'une certaine limite la chaleur est aussi nuisible à la fructification, cette influence se fait sentir déjà vers 26 à 27°; — et à 30 à 32° les efflorescences ne se forment plus.

Ainsi l'optimum se trouve entre les températures de 18 à 22 degrés, à l'état hygrométrique de 95 à 100 %$_0$ (brouillard).

L'étude des efflorescences nous amène à nous demander quel peut être le nombre des conidies sur une surface donnée. Selon nos recherches il y a, dans des conditions favorables, 200 à 400 conidies sur les conidiophores longs de 1 mm.

Maintenant si nous admettons que 0·1 %$_0$ du feuillage seul est infecté (c'est-à-dire s'il y a 600 taches d'huile chacune à 1 cm^2, pour 6000 souches, et chaque tache porte 10 millions de conidies), le nombre des conidies qui se forment après une pluie abondante peut atteindre le chiffre de six milliards par arpent.

Mais cette quantité énorme de conidies ne peut devenir dangereuse pour la vigne que si toutes les conditions favorables se rencontrent.

3. Apparition des conidiophores sans formation préalable de taches d'huile.

Les résultats discutés se rapportent au cas où les conidiophores se sont formés sur des taches d'huile distinctes. Mais dans certaines conditions les conidiophores peuvent se former sans que les parties attaquées de la feuille ou de la grappe aient préalablement changé de teinte. Ce mode de la déclaration de la maladie a une haute importance pratique, nous nous en occuperons donc en détail.

Nous avons observé plus d'une fois au cours de nos expériences l'apparition des conidiophores le 4e au 6e jour sur les feuilles et les grappes placées sous une cloche humide.

Si les zoospores ont pénétré dans une partie jeune de la vigne et si les hyphes de mycèle se propagent parmi des cellules gorgées d'eau, et si le milieu est assez humide et assez chaud, le mycèle se développe rapidement et au bout de 4 à 6 jours il est devenu assez vigoureux pour produire de conidiophores.

Cette forme de la maladie peut se présenter aussi en plein air s'il pleut abondamment après la pénétration des zoospores, l'air est toujours très humide, *et s'il fait assez chaud en même temps.*

Ce cas ressemble à celui qui se présente lorsqu'il y a des pluies abondantes 1 ou 2 jours *avant la fin de la période d'incubation.* Dans ce cas, les efflorescences apparaissent du soir au matin, mais on voit aussi des taches d'huile, leur apparition n'ayant plus été qu'une question de quelques heures. Nous pouvons appeler ce cas *formation accélérée ou précoce de conidiophores.* Les praticiens le connaissent bien, mais ne l'interprètent pas comme il convient; ils croient d'ordinaire que l'invasion s'est faite pendant la pluie du jour précédent, tandis qu'*en réalité l'invasion s'est faite 4 à 6 jours plus tôt et la pluie qui précédait l'apparition des efflorescences n'a fait qu'accélérer leur formation.*

Nous connaissons maintenant la cause du périssement rapide et inattendu des grappes, que nous ne pouvions nous expliquer jusqu'ici.

L'étude de cette forme de la déclaration du mal fait aussi la lumière sur *l'influence des pluies continues par rapport à la propagation rapide du Mildiou.* Le danger de ces pluies consiste non seulement dans le grand nombre d'invasions qu'elles peuvent occasionner, mais dans le fait que les invasions peuvent *fructifier déjà le 4e au 6e jour en suite de l'humidité abondante et constante* et peuvent former un grand nombre de conidies virulentes, provoquer de nouvelles séries d'invasions à courte échéance.

Il va de soi que le mal ne peut se déclarer sous cette forme que par un temps chaud, donc pas avant la mi-juin: quand la durée d'incubation n'est que 6 à 7 jours. Mais par un temps exceptionellement chaud, les pluies de 10 à 12 jours peuvent être dangereuses même à la fin de mai ou au commencement de juin.

La formation typique des conidiophores sans l'apparition préalable des taches d'huile est donc relativement rare et ne peut se réaliser que par une saison pluvieuse; tandisque les efflorescences précoces accélérées sont assez fréquentes.

Pour étudier la question « de l'apparition des conidiophores sans formation préalable de taches d'huile » nous avons fait l'expérience suivante: Nous avons infecté des grappes en plein air; chaque jour

nous en avons détaché une que nous avons placée ensuite sous une cloche humide pour déterminer l'apparition précoce du Mildiou. Les premières efflorescences se sont formées le 8e ou 9e jour, c'est-à-dire sur la grappe placée sous la cloche le quatrième jour de l'expérience les conidiophores ont apparu au bout de cinq jours, sur la grappe de cinq jours au bout de quatre jours, etc. Tandis que sur les grappes restées sur la souche le changement de teinte correspondant aux taches d'huile n'était visible que le douzième jour.

Nous avons répété ces expériences en 1912 avec le même résultat. *Il en résulte pour la pratique que si le 7e au 8e jour après l'invasion il y a une pluie continue ou un épais brouillard, la période d'incubation est écourtée et le Mildiou apparaît sur les grappes infectées au bout de 7 à 9 jours, sans qu'un changement de teinte préalable ait révélé sa présence.*

En 1911 nous avons procédé de la même manière pour les feuilles. A partir du 4 juillet nous avons coupé chaque jour 25 pousses portants 4 à 5 feuilles et les avons placées sous une cloche humide. Sur les feuilles on n'observait que les taches des invasions du 14, 15 et 18 juin, que nous avons marquées d'encre de Chine. Le 7 juillet, le matin il y avait sur ces taches des touffes de conidies clairsemées (sur 11 % des feuilles). Sur les feuilles mises sous la cloche le 6 il y avait le 7 des touffes sur les taches sur 25 % des feuilles, le 8 sur 34 %, le 9 sur 41 % et le 10 sur 42 %.

Les résultats obtenus au cours de cette expérience sont réunis dans le tableau suivant:

Date a laquelle nous avons placé les pousses sous la cloche.	Pourcentage des feuilles sur lesquelles il y avait des efflorescences							
	le 5 juillet	le 6	le 7	le 8	le 9	le 10	le 11	le 12
le 4 juillet 1911	—	—	11%	16%	32%	36%	—	—
„ 5 „ „	—	—	17%	31%	32%	41%	—	—
„ 6 „ „	—	—	25%	34%	41%	42%	—	—
„ 7 „ „	—	—	—	37%	41%	44%	—	—
„ 8 „ „	—	—	—	—	42%	43%	—	—
„ 9 „ „	—	—	—	—	—	43%	46%	—
„ 10 „ „	—	—	—	—	—	45%	47%	—
„ 11 „ „	—	—	—	—	—	—	—	48%

Les essais de laboratoire peuvent aussi servir d'indication au viticulteur. Ainsi le 8 au 9 juillet dans le champs d'expérience 70 % du feuillage étaient infectés, dans les essais de laboratoire nous avons obtenu 45 à 48 % d'efflorescence sans formation préalable de taches d'huile, ce qui donne avec les taches d'huile déjà existantes (21 % après

es pluies du 14 au 18 juin) environ 65 à 70 %: *ainsi nous avons pu déterminer au laboratoire le degré de l'invasion déjà les 8 et 9 juin* (tandis qu'en plein air il n'y avait encore le 9 juin que très peu de taches).

Le forçage, la provocation artificielle de l'apparition des efflorescences du laboratoire est donc un moyen précieux pour déterminer le degré de l'intensivité des invasions qui pouvaient se produire dans le vignoble (mais cette méthode ne peut être employée à la détermination de *la durée normale de l'incubation en général!*)

Notons encore que sur les conidiophores formés sans apparition préalable de taches d'huile il y a $^1/_{10}$, $^1/_{100}$ et même $^1/_{1000}$ de fois moins de conidies qu'à l'ordinaire, c'est-à-dire *l'accélération par les pluies constantes diminue proportionellement la quantité des conidies.*

VI. RECHERCHES SUR LES CONIDIOPHORES, LES CONIDIES ET LES ZOOSPORES.

Au chapitre précédent nous nous sommes occupés de l'apparition des conidiophores dans l'ostiole des stomates. Ici nous parlerons de leur développement ultérieur.

Les conidiophores. Les conidiophores une fois apparus dans l'ostiole du stomate se développent selon le même plan. Les commencements des conidiophores s'allongent, les filaments cylindriques se gonflent audessous du sommet (Pl. IV. fig. 17, 18 et 19). Sur la tige du conidiophore les embranchements primaires poussent encore des branches secondaires, qui se terminent toutes par des stérigmates. Pendant la formation des stérigmates le conidiophore s'allonge, puis commence la formation des conidies (Pl. IV. fig. 19).

Quant aux détails cytologiques, il faut mentionner que par les méthodes de tinction usitées on n'arrive pas à différencier les noyaux des conidiophores et des conidies. Dans ce but nous avons imaginé une nouvelle méthode pour la tinction des noyaux; d'abord nous traitons la préparation avec de la fuchsine phéniquée, ensuite avec une solution de iode au iodure de potassium, puis nous la décolorons avec de l'eau de Javelle. Dans la préparation réussie les noyaux apparaissent nettement d'une couleur brune foncée, presque noire, tandis que le plasme est d'un brun clair.

Au cours du développement des conidiophores nous avons pu établier, que dans les filaments des pelottes de hyphes qui se trouvent dans les chambres sous-stomatiques, les noyaux avancent tout près les uns des autres ou en groupes lors du commencement de la migration du plasme (Pl. V. fig. 1), puis le plasme dense et un grand nombre de

noyaux pénètrent dans les commencements qui apparaissent dans les ostioles (Pl. V. fig. 2). Lors de l'allongement de ces commencements le plasme se retire dans la partie gonflée supérieure du conidiophore où il se condense (Pl. V. fig. 3 à 7); dans la partie inférieure du conidiophore le plasme est moins dense et il se forme des vacuoles, indiquant que les hyphes ne fournissent plus que peu de plasme, ainsi le plasme nécessaire au développement du conidiophore s'accumule dans la partie gonflée déjà au début de l'apparition de l'efflorescence.[1]

Sur les préparations colorées on voit que la structure de plasme est plus ou moins fibreuse. Dans la partie gonflée les noyaux sont longs, parfois étirés et ils sont disposés presque en spirales en suivant les fibres de plasme.

Parallèlement avec la croissance du conidiophore le plasme se répand dans les branches latérales, puis dans les stérigmates et enfin dans les conidies. Au cours du développement c'est d'abord la tige du conidiophore qui se vide, puis, lors de la formation des conidies, c'est le plasme des branches latérales et des stérigmates qui s'épuise, à ce moment le développement du conidiophore s'arrête (Pl. V. fig. 9 à 16).

La tige des conidiophores développés est épaisse de 7 à 10 μ, elle est gorgée de protoplasme finement granulé. Au milieu on distingue une ou deux, rarement plusieurs cloisons (Pl. V. fig. 18, 19 et 22). Les conidiophores ont normalement une longueur de 0·8 à 1·2 mm (Pl. IV. fig. 20. en représente un de longueur moyenne), les nains n'atteignent que 0·05 à 0·2 mm. Parfois on trouve des conidiophores très longs, une fois nous avons observé un conidiophore droit, sans embranchements qui était long de 1·5 mm et épais de 15 μ, *au bout il portait 15 macroconidies.* L'axe des conidiophores est arqué vers les branches, il n'est pas droit comme on le représente en général. La pointe des conidiophores et de leurs branches est souvent étirée, elle est arquée ou recourbée en *S*, le type le plus commun se voit sur la figure 23 (Pl. IV.). La partie basale des conidiophores est toujours renflée, la membrane y est épaisse et la communication avec la hyphe se fait à travers un canal étroit.

Les branches latérales sont souvent effilées à leur base et renflées au milieu; il y en a aussi de cylindriques; elles sont tantôt épaisses et tantôt très minces. Les types se trouvent sur la Planche IV. A leur base et parfois aussi sur les stérigmates il se trouve une cloison (callose?), qu'on observe aussi souvent à la base des macroconidies (Pl. V. fig. 20 à 22).

[1] Les commencements des conidiophores nains ont en général un plasme plus dense et leur tige en reste gorgée, parce que les quelques conidies n'épuisent pas tout le plasme; leur plasme ainsi que celui des conidies est d'une réfringence vert pâle.

Il faut mentionner encore qu'à la base des branches latérales on observe souvent de petites formations ressemblant à des doigts. Elles caractérisent surtout les conidiophores formés en plein air, leur nombre et de 2 à 4, on ne les a pas encore décrites. Ce sont probablement des rudiments de stérigmates (Pl. IV. fig. 20 à 25).

Les branches portant les stérigmates sont opposées, ou elles alternent ou enfin elles sont disposées par 3 ou 5 en faux verticilles (Pl. IV. fig. 22 à 26); ces branches sont de grosseur variable et se terminent en 2 ou 3, rarement 4 à 5 stérigmates courts; parfois les branches sont fortement gonflées (Pl. IV. fig. 27, 28).

La tige des conidiophores se ramifie rarement et seulement dans un milieu très humide, la ramification se fait au milieu et à la base (Pl. IX. fig. 3).

Par un temps froid et humide ou par un temps très sec on voit des conidiophores anormaux.

1. Par un temps froid les conidiophores nains sont très fréquents, parfois ils sont gonflés, palmiformes et rappellent le *Sclérospore* (Pl. IV. fig. 29);

2. par un temps sec la longueur des conidiophores varie entre 0·05 à 0·1 mm, les branches sont disposées sans ordre; en général, il n'y a qu'une ou deux branches qui portent peu de conidies; Cornu les a déjà mentionnés (**36.**).

Les conidiophores peuvent être encore plus simples, souvent ils ne portent aucune branche, la pointe du conidiophore se prolonge directement en 1 ou 2 stérigmates; la tige peut même disparaître; dans ce cas les stérigmates très longs apparaissent déjà dans l'ostiole du stomate. Les conidies nains sont aussi fréquents, parce que par un temps sec leur développement s'arrête et elles restent longtemps à ce stade du développement, dans des conditions favorables cet état ne dure qu'une ou deux heures. Les conidiophores en forme d'éventail portant de longs strérigmates sont non moins fréquents (Pl. IV. fig. 30 à 31). Outre ces formes on en voit encore un grand nombre d'anormales dont nous ne signalons ici que les conidiophores à pointe de massue (Pl. IV. fig. 13, 15).

Il arrive parfois que sur le bout renflé du filament il ne se forme pas de conidiophores, mais des stérigmates produisant des conidies, ce cas rapelle le *Basidiophore* (Pl. IV. fig. 32 à 34). En général, les cas anormaux, ainsi que les macro- et mégaloconidies se forment par un temps excessivement humide ou froid. Les conidiophores à macro- ou à mégaloconidies sont irrégulièrement ramifiés, les stérigmates longs et gros poussent pour la plupart immédiatement sur le conidiophore (Pl. IV. fig. 35 à 36). Les conidiophores produisant des conidies normales

possèdent souvent un bout renflé en massue ou bien la partie supérieure de la tige est effilée et ne porte pas de conidies (Pl. IV. fig. 38); on en trouve même qui présentent plusieurs articulations (Pl. IV. fig. 37).

Développement des conidies. Au cours de l'évolution des conidiophores c'est la branche inférieure, puis la suivante et le bout du conidiophore qui se développent d'abord avec quelques conidies (Pl. IV. fig. 19 et Pl. V. fig. 9). Puis de nouvelles petites branches latérales se forment en suite de l'allongement des branches ou de la tige, sur lesquelles il se forme de nouvelles conidies. Dans une atmosphère saturée d'humidité et à 20 à 22° les premières conidies apparaissent au bout de 4 à 6 heures, puis les branches latérales intercalées et les stérigmates se forment avec les commencements des conidies pendant 1 à 2 heures et enfin les premières conidies atteignent leur grosseur définitive ou bout de 2 à 4 heures. Ainsi à la fine de la formation de l'efflorescense (10 à 12 heures) on trouve sur les conidiophores des conidies de grosseur et d'âge variable; en général, les conidies qui se trouvent aux bouts des branches sont les plus grosses et les plus âgées, les autre sont plus petites.

Les conidiophores ne produisent des conidies qu'une seule fois, parce que non seulement les conidiophores mais aussi les hyphes avec lesquelles ils sont en communication se sont vidés, ainsi les dernières petites conidies ne peuvent pas se développer.

Les jeunes conidies sont gorgées de plasme dense finement granulé, elles présentent une réfringence verte; au cours de leur croissance le plasme en devient plus transparent, hyalin et apparaît plein de gros grains si l'on examine les conidies dans de l'eau.

Le plasme qui se transporte dans les tout jeunes commencements de conidies est d'abord moins dense que dans la suite, ce qu'on peut démontrer par l'emploi de réactifs colorants; à ce moment la structure du plasme affecte une stratification singulière (cela se voit sur plusieurs figures de la planche V.). Le noydu se transporte avec le plasme dense dans la conidie, qui se ferme lorsqu'elle a atteint la moitié ou les deux tiers de sa grosseur définitive, à ce moment le stérigme est déjà vide.

Les figures 8 à 14 de la planche V. représentent le cours du développement, les figures 15 et 16 se rapportent à des macroconidies.

Par l'emploi de réactifs colorants nous avons trouvé que le plasme des jeunes conidies est dense et finement granulé; mais lorsque la conidie devient plus grosse il s'y forme de minuscules vacuoles. Ensuite le noyau de la conidie se divise en deux, le plan de la division est d'ordinaire incliné par rapport à l'axe de la conidie, ainsi l'un des noyaux se dirige vers la base de la conidie et l'autre vers le sommet. Au cours du développement ultérieur les vacuoles augmentent de volume,

puis il y a de nouveau division des noyaux. La grosseur des conidies et le nombre des noyaux sont en général en rapport direct. Les noyaux ne deviennent visibles que par l'emploi de réactifs colorants. Le développement des conidies et la division des noyaux sont représentés sur les figures 24 *a—g* de la planche V.

Dans les conidies de grosseur normale il y a en général 4 ou 6 (rarement 3 ou 5) noyaux. Les macroconidies en contiennent parfois 10 à 15 (Planche V. fig. 25 à 26).

Les conidies arrivent à cet état de développement au bout de 3 à 4 heures. Ainsi dans les conidies qui se sont formées les premières, la karyokynèse s'est déjà achevée vers la fin de l'apparition de l'efflorescence (10 à 12 heures), tandis que dans les dernières conidies la division des noyaux ne s'effectue que si l'air reste saturée d'humidité pendant le temps nécessaire, ou si l'atmosphère est de nouveau saturée d'eau.

On peut supposer qu'en plein-air les conidies arrivent dans la plupart des cas à cet état de développement déjà lors de la formation de l'efflorescence[1]; il y a exception, par exemple si la pluie causant la formation des efflorescences commence à tomber vers minuit; les conidiophores commencent même dans ce cas à se développer, mais leur évolution est ensuite arrêtée par la lumière du jour.

Selon nos recherches *les conidies dans lesquelles la karyokynèse s'est déjà accomplie ne sont pas encore mûres*, même si elles ont déjà atteint leur grosseur définitive. Nous avons observé que le plasme de ces conidies subit encore des transformations si on les conserve dans une atmosphère humide; c'est-à-dire que le plasme prend encore une structure réticulaire, ce qui nécessite 3 ou 4 heures. Avec la formation de cet arrangement les vacuoles deviennent plus grosses, ce que nous avons démontré par des réactifs colorants (Planche V. fig. 27. *a—e*); si on les examine seulement dans de l'eau le plasme apparaît écumeux.

Sur les conidies conservées 1 ou 2 jours dans *une atmosphère humide* on observe déjà les premiers symptômes de la division (Planche V. fig. 2), même les zoospores peuvent se former. Ainsi un séjour prolongé dans une atmosphère humide peut jusqu'à une certaine limite remplacer le séjour dans de l'eau, les conidies peuvent donc se préparer à la division déjà sur le conidiophore.

Notons encore que dans les cas où la formation de l'efflorescence traîne ou reste partielle (c'est-à-dire quand l'air n'a été saturé d'humidité que peu de temps, ou si les conidiophores ne puisent l'humidité

[1] Notons que nous avons fait nos recherches d'ordre cytologique sur du *Plasmopara* cultivé en serre au cours de l'hiver 1912/13 et sur un matériel fixé au cours de l'été.

nécessaire que dans la rosée), le plasme des conidies est plus dense, on n'y trouve presque pas de vacuoles, *le plasme n'a donc pas encore son arrangement définitif.*

En résumé nous pouvons admettre trois phases dans la formation des conidies:

1° dans cette phase la conidie atteint sa grosseur définitive, la division des noyaux commence. A cet état la conidie n'est pas encore mûre;

2° 3 ou 4 heures après que la conidie a atteint sa grosseur définitive la division des noyaux est achevée; à *cet état les conidies sont demimûres et ne produisent des zoospores qu'après un séjour prolongé dans l'eau;*

3° dans la troisième phase *le plasme prend son arrangement réticulé et les noyaux occupent leur place définitive; maintenant les conidies sont mûres.*

Le degré de virulence des conidies semblerait dépendre de la longueur du temps qu'elles ont passé dans un milieu humide après leur détachement. A notre avis, le *Plasmopara* se propage par un temps pluvieux non seulement parce que les gouttes de pluie, dans lesquelles la germination peut avoir lieu, abondent, mais probablement aussi parce que les conidies pouvaient déjà se préparer à la germination sur les conidiophores.

En général, ceux qui s'occupent beaucoup du *Plasmopara* savent que seule une petite partie des conidies produisent des zoospores; il arrive même qu'aucune ne germe (c'est un fait déjà mentionné par Gregory), ce qui est la plus grande difficulté qu'on rencontre dans les essais d'infection. Nous avons déjà mentionné plus haut qu'il faut toujours prendre en considération le degré de maturité des conidies en démontrant que les conidies âgées d'un demi-jour ont donné un résultat faible, tandisque les conidies prises sur le même matérial et âgées de 1 ou 2 jours ont donné un bon résultat.

L'importance pratique de ces faits, c'est *que les conidies qui se forment sur les efflorescences ne sont mûres qu'au bout de 24 heures environ.* Ainsi, s'il y a eu le soir ou avant minuit une pluie abondante, les taches d'huile se couvrent d'efflorescence jusqu'au matin et produisent des conidies, mais celles-ci ne peuvent pas encore causer des infections s'il pleut de nouveau dans la matinée, mais seulement s'il pleut le soir ou la nuit. Notons encore que selon nos observations *il peut se former sur les taches d'huile quelques conidies même avant l'apparition des gazons touffus.* Ces conidies peuvent causer (?) des infections pendant la pluie provoquant l'apparition d'efflorescence, mais nous pensons que ces cas n'ont pas d'importance pratique.

Au point de vue pathologique il faut remarquer qu'un sulfatage fait entre deux pluies se succédant à court intervalle peut aussi être utile.

Il faut que nous nous occupions encore d'un travail de M. GREGORY[1] (27. p. 240) paru dernièrement, dans lequel l'auteur distingue trois sortes de conidies: 1° des conidies hyalines à grains fins, 2° des conidies à grains grossiers, plus ou moins brunes et 3° des conidies remplies en partie ou entièrement d'une goutte huileuse. Ces conidies germent toutes, excepté celles du groupe 2. *A notre avis les conidies hyalines naissent dans un milieu suffisamment humide; celles du groupe 3 correspondent aux conidies qui se sont préparées à la germination déjà sur le conidiophore; les conidies brunes sont des conidies à plasme dense produites par des conidiophores nains et brunies par la sécheresse. Une partie de ces conidies ne germe pas du tout ayant péri par la sécheresse, l'autre partie ne germe qu'après un séjour prolongé dans de l'eau (1 ou 2 jours).* Parmi les conidies formées dans un milieu saturé d'humidité — en plein air ou sous une cloche humide — on n'en trouve pas de brunes, elles sont hyalines ou à plasme refringent, entre ces deux dernières la seule différence consiste dans le degré de maturité.

Selon M. GREGORY les conidies à goutte d'huile germent toujours facilement, la goutte d'huile restant dans la conidie (27. p. 242, fig. 3 *h*), tandis que tout le plasme prend part à la formation des zoospores. Nous n'avons jamais trouvé de grosses gouttes d'huile ni dans les conidies, ni dans les hyphes, quoique on puisse parfaitement distinguer les gouttes d'huile dans le champ obscurci du microscope; puis le plasme des conidies traitées avec de l'acide osmique ne prend qu'une teinte légèrement brunâtre à cause des gouttes d'huile minuscules, mais nous n'avons jamais observé les grosses gouttes d'huile en question. Selon nos recherches, les conidies à plasme refringent, écumeux sont pleines de vacuoles, et nous pensons que c'est la cause de l'erreur, parce que les vacuoles peuvent ressembler à l'éclairage ordinaire à des gouttes d'huile.

Morphologie des conidies. Les conidies développées sont d'ordinaire larges de 10 à 16 μ et longues de 17 à 25 μ; les dimensions de 14 $\mu \times 20$ μ sont les plus fréquentes (Pl. IV, fig. 20). Leur forme et leurs dimensions sont très variables, quoique, regardées à la hâte, elles apparaissent presque identiques.

Le type est obovoïde, c'est toujours par leur bout effilé qu'elles se séparent du stérigmate. Il y en a aussi qui ont la forme d'un citron, ou

[1] „When one examines a mass of conidiophores taken from a leaf usually three types of conidia can be distinguished. Some are finely granular and hyaline, others are densely and coarsely granular and more or less brown, while others are partly or wholly filled with a highly refractive drop which appears to be oleaginous in nature. Any of these types will germinate except the old coarsely granular type, which, so far as I have been able to determine, does not so."

d'une ellipse plus ou moins arrondie et même on trouve exceptionnellement des conidies angulaires ou aplaties (Pl. VI, fig. 1 *g—h*).

Les macroconidies sont larges de 25 μ et longues de 35 à 40 μ, mais il y en a aussi de plus grosses (30 μ × 55 μ). Elles sont pour la plupart elliptiques et effilées à un bout, mais il y en a aussi de rondes et d'angulaires (Pl. VI, fig. 1 *g—h*). Sur un conidiophore il y a en général 8 à 10, rarement 15 à 20 macroconidies, mais parfois il n'y en a qu'une ou deux; leur stérigmate est d'ordinaire mince et allongé (Pl. IV, fig. 35, sur ce conidiophore il y avait cinq macroconidies).

Mégaloconidies. Outre le type ordinaire et les macroconidies il y a encore probablement un troisième type; les conidies de ce type sont parfois plus grosses que les macroconidies, elles sont rares et il n'y en a qu'une ou deux sur les conidiophores nains. Les mégaloconidies sont d'ordinaire rondes, d'une réfringence jaune-verdâtre sale, leur membrane est épaisse, le plasme est grossièrement granulé et contient 15 à 20 noyaux. Les mégaloconidies se forment d'ordinaire sans l'intermédiaire de stérigmates (Pl. V, fig. 17); on n'observe de stérigmate que s'il y a deux mégaloconidies (Pl. IV, fig. 36). Ces conidies se forment probablement par un temps sec, chaud, succédant sans transition à un temps froid et humide. Elles sont rares.

*

La base des conidies est d'ordinaire applatie, comme si on l'avait coupée sur le stérigmate; ici la membrane est aussi plus épaisse (les conidies se détachent du stérigmate selon Mangin par suite de formation de callose). On peut souvent distinguer sur les conidies et les stérigmates les restes de la parois fendue lors du détachement des conidies (Pl. VI. fig. 1 et 2, 5 à 6).

La membrane mince des conidies fait l'impression d'être plus épaisse à leur sommet à cause du *couvercle, qu'on peut considérer comme une partie de la membrane nettement différenciée.* Mais en réalité la membrane du couvercle est moins épaisse que la membrane des flancs de la conidie, c'est donc un cas d'illusion optique.

Nous avons déjà établi et décrit en 1911 la déhiscence du couvercle des conidies du *Plasmopara* dans nos publications antérieures.

Le couvercle est le plus visible sur les conidies un peu avant l'échappement des zoospores, à ce moment la conidie s'élargit d'un coup, *le couvercle se détache* et les zoospores s'échappent par l'orifice. Selon M. Gregory (**27.** p. 240 et 241): „At the tip of the conidium there is a papilla or cap-like structure which is very much tinner and is also more hyaline than the remainder of the wall. The papilla is variable in prominence. Sometimes it is almost lacking and at other times so pronounced that it appears like a cap which might be pushed

off by swarmspores at germination . . . It is quite certain that the opening is at the papilla, and is probably brought about by the dissolution of the wall at this point and not by its breaking, since no remnant of the wall can be found after evacuation."

Dans le champ obscurci du microscope on peut fort bien observer que le détachement du couvercle se fait sur le bord. *On retrouve souvent le couvercle auprès des conidies vidées.* La forme et la grosseur du couvercle varient beaucoup, sur quelques conidies il est relativement plat, dans ce cas il est plus gros que s'il était bombé (Pl. VI, fig. 1 et 2).

Vitalité des conidies. Quant à la vitalité des conidies nos recherches ont donné les résultats suivants. En été 1911 nous avons conservé des conidies pendant 2 à 3 semaines à des températures de 8 à 10 C° et 2 C°, pendant ce temps la vitalité des conidies n'a pas souffert. En automne 1912 nous avons répété l'essai, les conidies ont gardé leur faculté de germination au bout de 3 semaines à des températures de 6 à 8°; nous avons conservé pendant 60 jours une partie du même matériel sur de la glace; transportées dans un endroit chaud, les conidies ont produit quelques zoospores.

Dans un milieu sec les conidies perdent de leur vitalité au bout d'un temps plus ou moins long, les zoospores ne se forment qu'après un séjour prolongé dans de l'eau ou bien un certain pourcent des conidies perd complètement sa faculté de germination. On ne peut établir au microscope le degré de vitalité des conidies, mais on peut reconnaître les conidies péries à ce que leur plasme est rétréci et s'est séparé partiellement de la membrane (Pl. VI, fig. 1 *i* à *j*). Le périssement est aussi indiqué par le changement de teinte du plasme, qui devient gris-mat, dans ces conidies on peut observer une large bande oblique (Pl. VI, fig. 1 *k*) qui est probablement le premier symptôme du rétrécissement du plasme, la dernière phase se voit sur la figure 1 *l*. Ces conidies n'ont jamais germé dans de l'eau.

Les conidies formées en suite des petites pluies d'une période sèche périssent rapidement si le temps continue à être sec, surtout s'il fait du vent; leur membrane étant mince, elles se dessèchent vite. Nous avons démontré ce fait sur des conidies produites au laboratoire et conservées ensuite pendant 5 jours en plein air par un temps chaud et sec (minima de l'état hygrométrique: 25 à 30% le jour et 60 à 70% la nuit). Selon MM. Ravaz et Verge (24) les conidies périssent aussi pour la plupart au bout d'une période de sécheresse de 5 jours.

Ainsi les conidies formées par un temps pluvieux sont décimées par un temps sec, chaud ou même venteux; *dans ces conditions les conidies à membrane épaisse des conidiophores nains peuvent seules causer des infections.*

Germination des conidies. Selon nos observations la germination des conidies peut s'effectuer de trois manières: 1° par des zoospores, 2° par un tube germinatif et 3° par l'échappement du plasme.

De Bary a étudié ces trois modes de germination sur des espèces voisines, Viala (**56.** p. 91 à 93) les a signalés pour le parasite de la Vigne. Nous parlerons plus bas de la germination avec des zoospores, qui est la plus importante; les deux autres modes de germination sont très rares.

Germination avec tube germinatif. Sur les conidies de grosseur ordinaire nous n'avons pu observer la formation d'un tube germinatif qu'une seule fois, de même que sur les mégaloconidies. Les tubes des premières sont longs de 30 à 100 μ et épais de 4 à 5 μ; ils ont d'ordinaire la forme d'un S; les branches latérales sont rares et nous n'avons pas observé d'articulations sur les tubes. La figure 6 *a* de la planche VI représente une macroconidie avec tube germinatif et la figure 6 *b* une conidie ordinaire germant de la même manière. Leur sort ultérieur nous est inconnu.

Lors du *renouvellement* le plasme sort en entier de la conidie (Pl. VI. fig. 5). Nous avons observé ce mode de germination sur des conidiophores de gazons conservés pendant deux jours dans une atmosphère saturée d'humidité (18 à 22°) et non dans de l'eau, comme De Bary.

Germination avec des zoospores et étude des zoospores. Quoique le *Plasmopara viticola* soit un véritable parasite, au sens littéral du mot, nous avons essayé de le cultiver dans différents milieux, mais le développement a cessé avec l'échappement des zoospores.

Pour nos essais nous nous sommes servis des milieux suivants:

a) eau distillée,

b) eau de conduite,

c) eau de conduite qui ayant séjourné longtemps dans la conduite, a pris un goût métallique (plomb),

d) eau de pluie,

e) solution de nitrate d'ammonium d'un titre de 0·1 et 0·001%,

f) bouillon ordinaire et délayé de 5 fois son volume d'eau,

g) le même additionné de 1% de péptone,

h) moût contenant 18% de sucre, puis le même délayé de 5 et de 10 fois son volume d'eau,

i) milieu nutritif de notre composition (à propos cette matière nutritive, il faut remarquer qu'au cours de nos expériences elle s'est prouvée être un excellent milieu qui favorise surtout la fructification),

j) infusion d'engrais de ferme,

k) infusion de foin et la même diluée,

l) jus des parties jeunes de la vigne stérilisé à froid, dans sa concentration originale et délayé de 5 à 10 fois son volume d'eau.

Dans ces expériences la formation de zoospores dans la plupart

de cas *a commencé au bout de 2 à 6 heures.* Dans le moût et dans le jus des pousses vertes, les zoospores ne se sont formées que lorsque nous avions délayé ces milieux de dix fois leur volume d'eau. En général la formation des zoospores est plus active dans les milieux dilués.

Germination avec des zoospores. Les zoospores n'échappent de la conidie que dans de l'eau; par le brouillard il n'y a donc pas de zoospores; elles ne se montrent que dans les gouttes d'eau formées avant ou après le brouillard. Le protoplasme des conidies mises dans de l'eau devient d'abord écumeux, ensuite il se concentre autour des noyaux. Il faut noter *que dans une atmosphère très humide les préparatifs de la division peuvent déjà arriver jusqu'à ce point sur les conidies non détachées,* mais la segmentation du plasme et la formation définitive des zoospores n'a lieu que dans une goutte d'eau. Cette observation explique la possibilité du grand nombre d'invasions qui se font par le brouillard.[1]

Au chapitre concernant le développement des conidies nous avons déjà parlé des changements qui surviennent dans le plasme représenté par les figures 2 *a—d* de la planche VI (observé à l'éclairage ordinaire), les détails visibles après l'emploi de réactifs colorants se voient Pl. V. fig. 24 à 27. Le séjour dans une atmosphère saturée d'humidité correspond donc approximativement au séjour dans de l'eau.

Le nombre des zoospores qui se forment dans une conidie est quelque peu en rapport avec la grosseur de la conidie; dans les conidies grosses il se forme 4 à 6 zoospores, dans les petites 2 à 3 et même une seule; *dans les macroconidies il s'en forme de 8 à 10 et même plus.* Sur la figure 1 de la planche VI on voit dans la conidie marquée de *c* 2 zoospores, dans une des macroconidies marqées de *h* il y en a 11; la fig. 26 de la planche V représente une macroconidie possédant 14 noyaux et les figures. 2 *d—e* de la planche VI une conidie avec 4 zoospores.

Le temps qui s'écoule du moment où les conidies sont arrivées dans la goutte d'eau jusqu'à la sortie des zoospores est fort variable; il dépend d'abord de l'âge de la conidie, c'est-à-dire du degré de l'aoûtement, puis de son état, c'est-à-dire des conditions d'humidité précédentes et enfin de la température.

Dans les conidies mûres provenant d'un milieu relativement sec les zoospores se forment en 6 à 8 heures; mais si avant leur immersion les conidies ont été conservées dans une atmosphère humide, l'échappement des zoospores se fait déjà au bout de 1 ou 2 heures.

[1] Nous avons observé quelques fois que dans certaines conidies qui ont séjourné pendant 48 heures dans une atmosphère saturée d'humidité (20 à 22° C), les zoospores se sont différenciées *complètement*, mais n'ont pas échappé de la conidie.

Dans les conidies conservées pendant 2 ou 3 semaines dans une chambre où l'état hygrométrique de l'air a été constamment de 60 %, les zoospores ne se forment qu'après une immersion de 24 et même 48 heures, de même que dans les conidies végétant dans une grande sécheresse.

Quant à la sortie des zoospores MM. RUHLAND et FABER ont établi qu'elle se fait au bout de 1^h à $1^h 30^m$; M. MÜLLER-THURGAU l'a observée au bout de $1^h 30^m$ à 2 heures. Selon les recherches de MM. RAVAZ et VERGE elle se fait au bout d'une heure à des températures de 18 à 22° C. Nos données concordent avec celles des auteurs mentionnés ci-dessus, qui semblent seulement avoir oublié que les conidies développées en plein air *peuvent différer de celles obtenues en chambre humide.*

Notons encore qu'en général les chercheurs mentionnent seulement une période de 1 à 2 heures, *quoique les zoospores ne se forment parfois qu'au bout d'une immersion prolongée (1 à 3 jours).* M. WÜTHRICH (**57.** p. 28) est le seul qui mentionne la sortie des zoospores après une immersion de 15 à 20 heures.

Nous avons cherché d'établir toutes les circonstances qui peuvent avoir une influence sur la germination des conidies en plein air. Nous devions donc aussi *prendre en considération l'influence des sels cupriques.*

Dans ce but nous avons pris des conidies de 4 à 5 jours formées en plein air sur des feuilles de souches non traitées. Pour la préparation de la solution d'essai, nous avons fait bouillir pendant une heure de l'eau de conduite (pour détruire les sels hydrocarbonatés et précipiter les carbonates etc.), puis nous y avons ajouté le même volume d'eau distillée et nous avons stérilisé le mélange. Dans cette eau nous avons dissous des quantités variables de sulfate de cuivre. Les teneurs en cuivre des solutions d'essai étaient les suivantes:

1. 2·5 mgr de cuivre dans 1 litre (1 : 400,000)
2. 1·25 „ „ „ „ 1 „ (1 : 800,000)
3. 0·625 „ „ „ „ 1 „ (1 : 1.600,000)
4. 0·312 „ „ „ „ 1 „ (1 : 3.200,000)
5. 0·16 „ „ „ „ 1 „ (1 : 6.400,000)
6. 0·08 „ „ „ „ 1 „ (1 : 12.800,000)
7. 0·04 „ „ „ „ 1 „ (1 : 25.600,000)
8. solution de contrôle, eau pure.

Nous avons fait 5 chambres humides[1] de chacune de ces solutions et nous avons observé la germination des conidies contenues dans les gouttes suspendues.

[1] De BÖTTCHER.

Les résultats sont réunies dans le tableau ci-dessous (les cas où il y avait un échappement de zoospores sont marqués d'un R, la grosseur de la lettre est en rapport avec l'intensité du phénomène):

Heures	Teneur en cuivre d'un litre de la solution							
	N° 1	2	3	4	5	6	7	8
	2·5 mgr.	1·25 mgr.	0·625 mgr.	0·312 mgr.	0·16 mgr.	0·08 mgr.	0·04 mgr.	eau pure (contrôle)
1	—	—	—	—	—	—	—	—
2	—	—	—	—	—	—	—	R
3	—	—	—	—	—	—	—	R
4	—	—	—	—	—	—	R	R
6	—	—	—	R	—	R	R	R
8	—	—	—	R ?	—	R	R	R
10	—	—	R	R	—	R	R	—
12	—	—	R	R	—	—	—	—

Ce tableau montre qu'en général la formation des zoospores diminue à mesure que la teneur en cuivre de la solution augmente. (Il est curieux que dans la solution N° 5 il n'y pas eu de formation de zoospores, quoiqu'elle contînt la moitié ou $^1/_4$ seulement du cuivre contenu dans la solution N° 3 ou N° 4, où des zoospores se sont formées. Nous n'avons pas pu trouver la cause de cette anomalie.)

Nous pouvons donc dire que dans une solution contenant 0·625 mgr. de cuivre au litre (N° 3, 1 : 1.600,000) les conidies peuvent encore produire de zoospores, quoiqu'à un faible degré. En comparant nos résultats avec ceux de Millardet et Gayon (3. p. 18 à 19)[1] on voit que nous avons observé la formation des zoospores dans des solutions cupriques deux à trois fois plus concentrées.

M. Wüthrich (57. p. 26 à 27) s'est aussi occupé de la question de la vitalité du *Plasmopara* dans des solutions cupriques, il a trouvé que dans une solution de sulfate de cuivre anhydre de 1 : 800,000 la formation et la germination des zoospores se fait sans obstacle; si on

[1] Millardet et Gayon disent dans leur ouvrage cité: „L'expérience m'a appris que la limite de concentration de ces diverses solutions, c'est-à-dire la concentration qui est incompatible avec le développement complet des germes reproducteurs est:

Pour le sulfate de cuivre une solution de $\frac{2 \text{ à } 3}{10.000,000}$ de cuivre."

calcule la quantité de cuivre métallique contenue dans cette solution, on obtient 1 : 1.760,000. Ce résultat concorde avec le nôtre (1 : 1.600,000).

Nous avons aussi étudié l'influence de la température sur la germination.

Selon nos observations

à + 2 C° (glacière) il n'y a pas de formation de zoospores,
à 8° (antichambre de la glacière) la formation des zoospores s'effectue au bout de 8 à 10 heures, à un faible degré,
à 14° et 15° (dans une cave) il y a formation abondante de zoospores au bout de 2 à 3 heures,
à 20° et 22° (chambre obscure) la formation des zoospores est abondante au bout de 1 à 2 heures,
à 28° et 30° (à l'étuve) la formation des zoospores est faible au bout de 4 à 6 à 10 heures.
à 35° et 36° (à l'étuve) les zoospores ne se forment plus.

MM. Ravaz et Verge (**24.** p. 23) ont aussi étudié l'influence de la température sur la germination, les résultats qu'ils ont obtenus ne concordent pas avec les nôtres, à cette exception que les zoospores ne se forment plus à 35°.

Nous ne pouvons pas ajouter grand'chose à la *morphologie* des zoospores ; d'ordinaire elles sont larges de 4 à 5 μ et longues de 6 à 8 μ, quoiqu'il y en ait de plus petites et de plus grosses. Leur forme ressemble à celle d'une poire aplatie, mais il y en a aussi de presque rondes. Leur bout supérieur est effilé, et il est souvent orné d'une petite trompe, sur quelques-unes cette trompe est longue, à bout gonflé ou bien elle est divisée en deux, ce qui indique peut-être le commencement de la germination. Les différentes formes des zoospores sont représentées sur la Pl. VI, fig. 3. Le plasme des zoospores est finement granulé, hyalin et on peut parfaitement distinguer la couche membraneuse. Au milieu de la zoospore il y a un ou rarement deux formations ressemblant à des vacuoles, puis le noyau ; à la partie postérieure il y a deux petits points fort brillants, ce sont probablement les points d'attache des cils.

Sur les zoospores traitées d'après notre méthode on peut parfaitement reconnaître le noyau et les vacuoles (Pl. V, fig. 29) ; traitées d'après la méthode de Zettnow, on peut reconnaître que les bouts des cils ne sont pas renflés (Pl. V, fig. 28) comme on les représente le plus souvent, leur longueur est en moyenne de 15 à 20 μ.

L'échappement des zoospores peut avoir lieu de trois manières : ou il est uniforme et brusque, ou bien il est lent au début et s'accélère ensuite ou reste lent.

Les zoospores se forment un peu plus tôt, si l'on conserve les conidies à l'obscurité ; dans un cas les conidies humectées le matin et

conservées dans l'obscurité ont déjà germé dans la matinée, tandis que celles conservées à la lumière n'ont germé que le matin suivant.

Lors de l'échappement le couvercle des conidies tombe et c'est par cette petite ouverture que sortent les zoospores. La conidie vide s'aplatit, se ride et il n'y reste qu'un peu de protoplasme.

Le temps de l'échappement est fort variable, de 30 secondes à 5 minutes, il y en a aussi qui ne peuvent pas passer à travers l'orifice.

Ici nous devons revenir encore une fois à l'ouvrage de M. GREGORY (27. p. 241 à 242). Selon lui les zoospores restent un moment sur le sommet de la conidie, avant de partir. „The swarmspores remain for an instant at the end of the conidium and then pull apart and swim away. It is quite probable that the flagella are formed at this time by the pulling apart of the spores. There is a considerable jerking and wrenching before they separate. At times two spores remain attached for a long time and, finally, by dint of much pulling they snap apart and swim away . . . Thus it would seem that the flagella are slender threads of protoplasm pulled out from the spores as they split apart."

Contrairement à cet avis, nous avons toujours observé les cils et leur mouvement déjà dans la conidie, et les zoospores en sortaient ordinairement un à un. La sortie des zoospores est illustrée par les figures 2 *e—g* de la planche VI, la figure *g* représente une zoospore qui n'a pas pu sortir par l'orifice.

Le mouvement des zoospores peut être rapide ou lent. En général le mouvement peut changer plusieurs fois d'allure. Nous avons observé des zoospores qui ont parcouru le champ du microscope de 0·9 mm en 2 ou 3 secondes, la plupart — y ont mis de 5 à 10 secondes. Le chemin parcouru en une seconde est de 0·05 à 0·4 mm. Le mouvement des zoospores est le plus rapide immédiatement après leur naissance, il se ralentit ensuite.

Sur le porte-objet la durée de course est de 20 à 50 minutes. Les zoospores se portent toutes à la surface de la goutte d'eau, il paraît qu'elles y cherchent l'oxygène. M. MÜLLER-THURGAU (8. p. 3) mentionne aussi ce fait. Nous en avons vu un cas intéressant au cours de nos expériences d'infection. Nous avons placé sur des feuilles des cépages *Rupestris du Lot* et *Aramon × Rupestris Ganzin 2* de grosses gouttes d'eau, les zoospores n'ont pénétré dans la feuille qu'au pourtour de la goutte.

La germination des zoospores a été décrite dernièrement par MM. MÜLLER-THURGAU et RAVAZ. Selon le premier auteur, à 20 C° les conidies placées dans de l'eau ont germé en 1 heure et demie, et au bout d'une nouvelle heure et demie les zoospores émettaient déjà des tubes de germination (8. p. 3). Selon MM. RAVAZ et VERGE les zoospores perdent

leurs cils après quelques instants de course désordonnée dans l'eau; elles s'entourent aussitôt d'une membrane (callose) et émettent des filaments mycéliens (**24.** p. 21); sous le couvre-objet le tube de germination a atteint dans une heure quatre fois le diamètre de la zoospore (**24.** p. 23. fig. 8).

Nous avons étudié l'émission et la germination des zoospores même directement sur des fragments de feuille, pour pouvoir observer la pénétration des tubes de germination à travers l'ostiole des stomates. L'émission des zoospores s'est faite en deux heures, au bout de quatre heures il y avait déjà des zoospores munies d'un long tube, mais nous n'avons pas réussi à observer leur pénétration dans les stomates. La longueur du tube de germination variait entre 20 à 30 μ, parfois elle attenait la longueur de 50 à 60 μ. L'épaisseur du tube est de 1 à 1·5 μ, le protoplasme est finement granulé, la membrane est très mince. Le tube est rarement droit, le plus souvent il est sinueux; on y voit parfois des renflements, puis des ramifications singulières, nous n'avons pas observé de cloisonnement (Pl. VI, fig. 4 *a*—*b*).

Pénétration des zoospores. L'observation au microscope des zoospores vivants n'ayant pas donné de résultat, nous avons essayé l'emploi de réactifs colorants pour l'étude de la pénétration. Dans ce but nous avons déjà, en été 1911, découpé dans des intervalles de 12 heures des fragments de feuilles infectées, que nous avons colorés ensuite avec de la fuchsine phéniquée. *La pénétration est devenue visible,* mais la fuchsine a aussi coloré les Bactéries et les Saccharomycètes qui se trouvaient en grand nombre sur la feuille. L'image n'était donc pas assez claire, c'est pourquoi nous n'en avons pas parlé dans nos publications.

Le travail de M. Gregory ayant paru en janvier, nous avons tout de suite essayé la méthode qu'il préconise (éosine), celle-ci parait être un peu plus avantageuse, parce que les corps étrangers se colorent moins, *mais les tubes germinatifs des zoospores ne deviennent pas assez visibles.*

Ensuite nous avons essayé un procédé nouveau, qui nous a donné des images remarquablement claires. Le procédé consiste dans la macération, décoloration et coloration de fragments découpés dans des intervalles réguliers sur des feuilles infectées artificiellement. Par ce procédé nous avons pu observer non seulement *la pénétration des zoospores, mais leur développement ultérieur et la formation du jeune mycèle.* Nous en donnerons la description détaillée dans le chapitre suivant.

Ici nous dirons seulement que les zoospores pénètrent dans la feuille toujours a travers les stomates au nombre de 1, ou 3 à 5 et même plus. *Dans un cas nous avons observé la pénétration de 17 zoospores dans un seul stomate.* La pénétration des zoospores est représentée sur la Planche VI, fig. 7 *a*—*d*, 8 à 10, et Pl. VII, fig. 1 à 5 *a*.

VII. DÉVELOPPEMENT ET DISPOSITION DU MYCÈLE DANS LES ORGANES DE LA VIGNE.

Nous avons étudié le mycèle du *Plasmopara viticola* sur des coupes de feuilles fraîches, puis sur des coupes fixées et coloriées et enfin sur des fragments macérés et coloriés. Par la modification du procédé de M. MANGIN (**50.** p. 61 à 68), nous avons obtenu ce résultat, surtout lorsque la macération s'était faite très lentement, que des coupes épaisses de 0·1 à 0·2 mm (et de 2 à 2 cm^2) sont devenues si transparentes qu'on pouvait fort bien distinguer le mycèle colorié. La préparation était si claire qu'on pouvait dessiner l'épiderme inférieure et supérieure des feuilles avec les tissus intercalés l'un après l'autre. Le contenu des cellules s'est entièrement dissous, mais les tissus n'ont pas subi de déformation et leurs éléments ne se sont jamais désunis.

Le mycèle est composé de hyphes lisses, avec de nombreuses branches latérales. Les hyphes ne sont jamais articulées à l'aide de cloisons. Les hyphes jeunes sont épaisses de 8 à 12 μ, les hyphes plus âgées peuvent atteindre une épaisseur de 40 à 60 μ dans un milieu très humide. La membrane des hyphes est en général mince. Le plasme des hyphes jeunes est d'une réfringence vert pâle, il est finement granulé, dans les hyphes âgées on trouve en général du plasme plus foncé, à grains grossiers.

Nous avons étudié la structure du plasme, la disposition des noyaux et leur division à l'aide du procédé de tinction décrit plus haut (fuchsine phéniquée, iode, eau de Javelle). Traité par ces réactifs le plasme présente une structure réticulée plus ou moins dense aves des granules de grosseur variable qui se trouvent aux noeuds des méats du réseau (Pl. V, fig. 30). Dans les hyphes âgées le plasme présente par endroits une structure fibreuse, surtout à la base des branches latérales (ici la structure est radiale) et dans les rétrécissements (raies longitudinales), etc., des vacuoles et des gouttes d'huile ne sont jamais visibles. Les noyaux se trouvent en général à des intervalles réguliers (Pl. V, fig. 30), dans les parties en croissance rapide et dans les hyphes minces ils sont rangés en files (Pl. V, fig. 31).

Les noyaux sont d'ordinaire ronds, avec un diamètre de 1·5 à 3 μ (2 μ en moyenne). Par un fort grossissement on peut aussi voir les fils d'attache, quelque fois nous avons aussi observé des formations (0·5 μ de diamètre) ressemblant à un nucléole (Pl. V. fig. 23). Les noyaux en train de division sont allongés, piriformes, resserrés au milieu ou fusiformes; ces derniers se trouvent surtout dans les conidiophores. Les différentes formes sont représentées par la figure 23 de la planche V.

On peut le mieux suivre la division sur le bout des jeunes hyphes: la figure 32 de la planche V représente le bout d'une hyphe en train de pénétrer entre les cellules du liber mou d'une vrille.

Au cours de la formation de l'efflorescence les hyphes se vident et l'on n'y trouve que très peu de plasme avec quelques noyaux péris (Pl. V, fig. 35).

Suçoirs. M. MANGIN excepté (**50**. p. 78 à 84), on peut dire qu'on s'est très peu occupé de ces organes du *Plasmopara viticola*. Les suçoirs se trouvent sur les hyphes à des intervalles irréguliers, parfois ils sont tellement serrés qu'ils forment des groupes (Pl. V, fig. 30 et Pl. VI, fig. 28).

Ils ressemblent en général à une poire à col mince, leur grosseur est fort variable, la partie renflée a un diamètre de 4 à 10 μ, rarement 15 à 20 μ. Leur tige est très mince (1 à 2 μ), sa longueur varie entre 4 et 12 μ, mais il y en a aussi de 20 à 25 μ, ces dernières n'étaient pas encore connues (Pl. V, fig. 34).

La membrane des suçoirs est un peu plus épaisse que celle des hyphes, parfois elle devient très épaisse. Le plasme est finement granulé, réticulé, avec des vacuoles plus ou moins grosses. Dans les suçoirs on trouve en général un noyau, dans les plus gros il y en a 2 ou 3 et même 4. En étudiant le développement des suçoirs nous avons observé que c'est toujours un noyau qui émigre dans le suçoir, puis la tige se rétrécit tellement que le suçoir ne communique avec la hyphe qu'à l'aide d'une canule de 0·2 à 0·3 μ, les noyaux se sont donc formés par division dans le suçoir.

La gaîne des suçoirs est parfois fort mince (elle consiste selon MANGIN de callose), dans d'autres cas elle devient très épaisse, surtout autour de la tige. La forme et la structure des suçoirs sont représentées par les figures 30 et 34 de la planche V.

Voyons maintenant le mycèle dans les différents organes de la vigne.

1. **Pénétration des zoospores dans la feuille et développement du mycèle.** Pour avoir une idée nette du développement et de la propagation du mycèle, il faut commencer par parler de la pénétration des zoospores. Comme nous l'avons déjà dit au chapitre VII les zoospores émettent leur tube germinatif dans les stomates, ce tube doit avoir une longueur de 15 à 30 μ pour que le bout arrive dans la chambre soustomatique. Sur la figure dessinée par M. GREGORY (**27**. p. 249, fig. 7) le tube pend simplement dans la chambre soustomatique, quant au développement ultérieur il dit:

„The germ-tube after penetrating the stomate seems to become somewhat larger in diameter as compared with the tubes produced by the spore when germinated on a slide. So far as has been observed, the tubes do not produce in the sub-stomatal cavity of the leaf the

appressorium so often seen in the slide cultures. If this body serves as a resting condition of the germ-tube, as may be the case, it would not be needed in the cavity where food is abundant and growth unimpeded." (**27.** p. 248.)

Au cours de nos recherches nous avons réussi à poursuivre sur des fragments de feuilles découpés au bout de 24, 48 et 76 heures après la déposition de la goutte d'infection le développement du tube germinatif jusqu'à la formation du mycèle.

Le tube germinatif ne pend jamais dans la chambre soustomatique, ni ne pénètre jusqu'au fond, mais il avance sous les cellules formant la voûte de la chambre soustomatique, *il s'y renfle fortement et se transforme en spore secondaire,* puis le plasme se transporte dans cette formation vésiculaire. Les traces de la spore secondaire sont aussi visibles sur les tubes germinatifs des zoospores germés sur verre (Pl. VI, fig. 4), mais quoiqu'on les ait dessinés plusieurs fois (**24.** p. 23. fig. 8), on n'en pas encore donné une explication semblable.[1] Plus haut nous avons mentionné l'observation de M. GREGORY sur les appressoirs, c'est la seule qui puisse s'y rapporter. *Le rôle physiologique de la spore secondaire est à notre avis d'assurer le développement ultérieur de la zoospore en germination, dans ce but tout le plasme de la zoospore passe dans la spore secondaire* bien abritée contre les facteurs extérieures nuisibles, dans la cavité à air humide de la chambre soustomatique.

La figure 7 de la planche VII représente la pénétration des zoospores et la formation ainsi que le développement ultérieur des spores secondaires.

Lors de l'étude des fragments de feuilles infectés nous avons remarqué que dans le voisinage immédiat des stomates à travers lesquels des pénétrations avaient lieu, le tube germinatif se renfle toujours vésiculairement au-dessous des cellules annexes et qu'il y a toujours autant de formations gonflés qu'il y avait de zoospores pénétrées. Cela nous a amené à la reconnaissance de la spore secondaire (Pl. VI, fig. 7 à 10, Pl. VII, fig. 1 à 5, vue d'en haut). *Sur les fragments de feuille découpés au bout de 24 heures les tubes germinatifs n'ont encore formé que les spores secondaires, qui poussent ensuite un petit suçoir dans la cellule parenchymatique la plus proche,* pour en tirer de la matière nutritive pour le développement ultérieur, auquel le plasme original ne suffit plus. Maintenant lorsque la spore secondaire a trouvé de la nourriture, *elle germe et pousse un tube mince* (3 à 5 μ) qui pénètre dans les méats

[1] M. RAVAZ (l. c.) en dit: „Sur verre, il se renfle (le tube germinatif) par endroits, se ramifie ou encore se gonfle en une sorte d'oeuf, presque semblable à la conidie mère, puis s'allonge de nouveau ou non."

intercellulaires. Le mycèle âgé de 24 heures est représenté par la figure 8 de la Planche VI et les figures 1 et 2 de la Planche VII. Plus tard, le tube s'allonge, se ramifie et se propage dans les méats intercellulaires en poussant toujours de nouveaux suçoirs. Les figures 9 et 10 de la Planche VI et 3 à 5 de la Planche VII représentent *l'état du mycèle au bout de 48 heures.*

Pour démontrer l'applicabilité de la méthode que nous avons employé et ammélioré, nous avons *dessiné l'une après l'autre toutes les couches de tissus d'un fragment de feuille rendu transparent,* à mesure qu'elles apparaissaient aux différentes mises au point. Pour que l'image soit tout à fait conforme, nous nous sommes servis de la chambre claire. Les figures 5 *a, b, c* et *d* de la Planche VII, représentent le développement du jeune mycèle: la fig. *a* est l'épiderme du revers avec les zoospores pénétrées, la fig. *b* les spores secondaires et les jeunes hyphes qui en sortent, jusqu' à leur pénétration dans le tissu lacuneux, sur la fig. *c* on voit la continuation des hyphes qui serpentent entre les cellules du tissu en palissade et la fig. *d* représente le tube qui se courbe sous l'épiderme supérieure. D'ailleurs l'appartenance des bouts de hyphes est clairement marquée.

Cette série montre suffisamment que les préparations examinées étaient entièrement transparentes et *qu'on pouvait poursuivre jusqu'aux moindres détails la propagation du mycèle colorié.*

Nous pensons qu'après cela il est inutile de dire que l'ancienne opinion, selon laquelle les zoospores pénètrent sur la face de la feuille et que le tube germinatif se dirige ensuite vers les stomates du revers, vient de ce que l'image obtenue sur les coupes a induit les chercheurs en erreur, parce que déjà les premiers filaments du jeune mycèle pénètrent entre les cellules du tissu en palissade, ce qu'on observe encore plus souvent sur les états âgés.

La figure 9 de la Planche VI et figure 3 de la Planche VII représentent aussi un mycèle de 48 heures, mais élucident aussi un autre fait: c'est *que les jeunes filaments se sont dirigés vers le stomate voisin, arrivés dans la chambre soustomatique, ils se sont gonflés et ont continué leur chemin.*

Sur le mycèle de 76 heures les hyphes sont déjà tellement ramifiées qu'on trouve à peine quelques stomates dans lesquels il n'y ait pas de renflements; on y trouve même de petites pelottes. L'importance biologique de ce fait, c'est *que le jeune mycèle se prépare à la fructification au commencement même de son développement.* Les petites pelottes que nous venons de mentionner sont les points de départ de la fructification.

Après la pénétration nous devons nous occuper du développement

intime des taches d'huile. Le mycèle âgé de 72 heures est formé d'un réseau assez dense de hyphes, mais la colonie est encore peu étendue et occupe un fragment de feuille nettement délimité. Les nervures arrêtent les filaments dans leur propagation; ceux-ci suivent les nervures pendant un certain temps, comme s'il étaient enfermés dans l'espace limité par les nervures, puis quelques filaments rampent au-dessus.

Par conséquent la jeune tache d'huile présente une image très intéressante. Comme les zoospores *pénètrent toujours par plusieurs stomates, chaque tache d'huile est composée de plusieurs pénétrations.* Les colonies qui s'en développent ont d'abord des contours nets, elles sont polyangulaires, parce qu'elles remplissent les méats du réseau des nervures; dans cet état, la jeune tache présente au microscope l'apparence d'un échiquier, des champs remplis de hyphes alternent avec des champs sains, non attaqués. Plus tard les filaments rampant au-dessus des nervures envahissent aussi les parties saines et les taches polyangulaires se confondent (Planche VII, fig 6). En général les hyphes se propagent radialement à partir de l'endroit de pénétration, quoique les nervures causent souvent des déviations de la ligne droite. Il arrive aussi que parfois les filaments se recourbent en forme d'arc, s'ils rencontrent une nervure plus épaisse.

Il est aussi fort intéressant de voir comment les filaments surmontent les nervures qui leur barrent le chemin. Nous avons observé que les filaments ne peuvent pénétrer qu'à travers le liber des nervures minces, pour traverser les nervures épaisses ils prennent leur chemin entre le liber et l'épiderme. Dans ce cas les filaments s'aplatissent et se frangent, et *seules les branches minces de ces formations frangées pénètrent dans le champ voisin* où elles se fortifient et continuent leur chemin. La forme et les dimensions de ces formations frangées sont fort variables; en général plus la nervure à traverser est grosse, plus elles sont volumineuses; le long des nervures moins grosses, elles présentent moins de ramifications. La figure 6 de la Planche VII montre comment le mycèle passe à travers les nervures et la figure 11 représente deux de ces formations frangées de grosse taille. M. MANGIN (**50.** p. 72 à 73) a déjà reconnu la division frangée des filaments traversant les nervures et il a aussi publié un dessin concernant le *Plasmopara viticola* (l. c. p. 72, fig. 3) en mentionnant qu'on n'a pas encore décrit ce phénomène pour les feuilles; dans les grains „MILLARDET, en a signalé d'abord des exemples, dont MM. PRILLEUX et CAVARA ont vérifié l'existence". Contrairement à M. MANGIN nous avons trouvé, que seulement les branchelettes minces des palmettes avaient passé dans les champs voisins.

Le *Plasmopara* essaye la pénétration au-dessus et en dessous des nervures, les palmettes sont les plus fréquentes au-dessous des nervures,

c'est-à-dire dans la direction du revers, peut-être parce que de ce côté là il y a du liber et que le pénétration est relativement plus facile. Maintenant, si nous sommes au clair avec le rôle des nervures entravant la propagation des filaments, nous comprendrons pourquoi ils s'accumulent près des nervures et pourquoi ces accumulations se présentent surtout aux côtés opposés des endroits de pénétration du mycèle.

Dans les feuilles les filaments sont plus ou moins arqués et se propagent en serpentant, leur diamètre est de 8 à 10 μ, par endroits ils se resserrent ou se renflent. Ces renflements atteignent assez souvent une grosseur de 40 à 60 μ (Planche VI, figure 16). Les filaments relativement droits et minces se forment par un temps sec, *les filaments renflés par un temps humide.* Les ramifications ont 2, rarement 3 ou 4 branches, parfois le filament se gonfle triangulairement avant la formation des branches. Les figures 12 et 16 de la Planche VI représentent les deux types principaux. L'image obtenue par notre procédé de macération représente le mycèle dans son état et sa disposition naturels, tandis que par le procédé de putréfaction avec l'*Amylobacter* — qu'on employait auparavant — on ne peut arriver à ce résultat. Sur les filaments dans la feuille les suçoirs sont d'ordinaire distants, par endroits ils sont plus rapprochés ou forment des groupes (Pl. VI, fig. 16).

Formation de pelottes. Ici nous parlerons d'un détail curieux du développement du mycèle qu'on ne trouve pas mentionné dans la littérature. C'est le renflement et la ramification des filaments arrivés dans les chambres sous-stomatiques, laquelle peut aller jusqu'à la formation de véritables pelottes. Dans les cas simples, les filaments se gonflent vésiculairement ou se divisent en plusieurs branches et ont l'apparence des formations frangées; d'autres fois ce sont les parties renflées qui se frangent en poussant des filaments minces vers l'ostiole du stomate. Comme les filaments s'entrelacent ensuite, les pelottes présentent des formes très variées. Souvent elles sont hélicoïdes ou coniques, ou bien rondes avec un toit conique. Ce dernier type se voit fig. 9. Planche VII, la fig. 20. Pl. VI représente une pelotte hélicoïde. Les figures 13 à 15, 17 à 23 de la Planche VI représentent des pelottes vues d'en haut.

Ces formations curieuses représentent un stade intermédiaire dans la formation des conidiophores. Dans des conditions favorables (humidité abondante, chaleur), quelques branches minces de la pelotte sortent par l'ostiole du stomate, se renflent et produisent des conidiophores (Planche V, fig. 1 à 2).

Le nombre des commencements de conidiophores est variable, il peut être de 20 à 30, mais d'ordinaire seulement quelques-unes, 6 à 8, se développent complètement. Par un temps humide les pelottes sont plus volumineuses (50 à 60 μ, parfois 100 μ) et sont composées d'un

plus grand nombre de filaments que celles qui se sont formées par un temps sec.

Nos recherches expliquent pourquoi les efflorescences de conidiophores sont fréquentes le long des nervures principales. *Les filaments du mycèle amassés le long des nervures forment de grosses pelottes sous presque tous les stomates* et c'est ici que les pelottes trouvent le plus d'humidité, ainsi leur développement y est rapide.

Les filaments du mycèle ne se répandent pas uniformément dans les tissus de la feuille; parmi les cellules du tissu en palissade on en trouve peu, le bout de ces filaments est effilé (Pl. VII, fig. 7), mais ils parcourent seulement une petite distance au-dessous de l'épiderme supérieure et retournent ensuite parmi les cellules du tissu en palissade (Pl. IX, fig. 5). La plus grande partie du mycèle se trouve dans le parenchyme lacuneux, les filaments serpentent librement dans les gros méats (Pl. VI, fig. 11) qu'ils remplissent rarement complètement.

Dans les nervures principales on ne trouve pas de filaments; ils ne pénètrent que là où les hyphes ont rampé au-dessus de la nervure. Ces filaments peuvent ensuite produire des efflorescences à travers les stomates qui se trouvent le long des nervures sur la face de la feuille.

2. Le mycèle dans les autres organes. Le mycèle peut envahir les fleurs et les bourgeons, ainsi que toutes les parties des jeunes grains (même les pépins) et il produit des conidies même dans l'ovaire de la fleur (ce fait n'était connu jusqu'ici que pour l'ovaire des grains). Dans les grains en véraison les filaments ne sont cylindriques qu'à de courtes distances, ils sont plutôt aplatis, effilés (Pl. VIII, fig. 4 à 10) ou étirés (Pl. VI, fig. 24). Dans les grains on observe des formations frangées ressemblant à des pelottes (Pl. VIII, fig. 6 à 10), ou des organes reproducteurs; nous n'avons pu établir leur rôle, manque de matériel. Les suçoirs des hyphes ne présentent pas de variations remarquables.

Dans les jeunes pétioles et rafles les filaments se répandent partout, mais ils pénètrent rarement entre le tissu fibreux et vasculaire, leur direction suit l'axe de l'organe. Leur forme est fort variée, comme dans les grains. Les suçoirs sont petits et serrés. La figure 1, de la Planche IX, représente la coupe longitudinale d'un pédoncule, on y peut parfaitement suivre la transition du mycèle.

Les jeunes pousses, épaisses de 2 à 3 mm sont complètement traversées par le mycèle, dans les pousses plus âgées, il épargne certains groupes de tissus. Il se répand de préférence dans le parenchyme de l'écorce (Pl. IX, fig. 7) où il déplace, pour ainsi dire, les cellules; dans l'hypoderme collenchymateux et dans les faisceaux de sclérenchyme on n'en trouve pas trace. Il pénètre aussi dans le liber mou, puis il traverse les rayons médullaires et se répand dans la moëlle et pénètre même

parmi les éléments du bois (Pl. IX, fig. 8). En général, plus la pousse est aoûtée, moins le mycèle attaque le liber et le bois. (Parfois en automne l'invasion est si vigoureuse que le mycèle attaque les pousses vertes même à la mi-octobre.)

Sur les *pousses vertes le Plasmopara se trahit par des raies brunes,* parce que le périssement du parenchyme de l'écorce devient visible à travers l'épiderme; ensuite ces raies se *confondent et la surface de la partie attaquée prend une couleur brune et devient verruqueuse, saillante.*[1] Les symptômes du mal se présentent d'ordinaire dans le voisinage des noeuds; nous avons pu les provoquer même par infection artificielle (Pl. II, fig. 25).

Les altérations que les vignerons chez nous attribuent en général au Mildiou, surtout le fendillement de l'écorce noircie autour des noeuds, se sont prouvées avoir été causées par la Fumagine; pour diagnostiquer sûrement le mal, il faut toujours recourir au microscope.

Dans le sarment aoûté le mycèle envahit surtout l'écorce, mais il est probable que les filaments jaune-brunâtres ont perdu leur vitalité, de même que dans le liber primaire. Le mycèle est le plus apparent dans la moëlle et dans les rayons médullaires. Le mycèle peut aussi attaquer les éléments du bois voisin des rayons médullaires. Les hyphes du mycèle se compriment dans les tissus, souvent les suçoirs rangés en fil révèlent seules la direction de leur passage (Pl. VI, fig. 27, partie sup.). Dans d'autres cas les hyphes sont tellement comprimées, qu'elles apparaissent comme des membranes minces (Pl. VI, fig. 25). Les hyphes pénètrent en certains cas à l'intérieur des cellules, elles affectent alors une forme irrégulière et portent de nombreux suçoirs (Pl. VI, fig. 28). En outre, dans les sarments aoûtés les suçoirs sont souvent très gros et ont une membrane épaisse. Il y a plusieurs années qu'un de nous a démontré la présence du mycèle dans les sarments aoûtés (ISTVÁNFFI **40, 41**); ces données ont été complétées dernièrement par mon assistant M. le docteur L. SÁNTHA.

Le mycèle se répand dans toutes les parties des vrilles vertes et des pétioles (Pl. IX, fig. 4, coupe longitudinale d'une vrille). Les faisceaux de hyphes les plus fortes se trouvent — outre des pousses vertes — justement dans les vrilles. L'épaisseur des troncs fortes peut atteindre 20 à 30 μ, les filaments s'entrelacent souvent d'une façon singulière (Pl. V, fig. 33).

Dans les vrilles les filaments du mycèle se retirent de préférence sous l'épiderme, qu'ils soulèvent souvent (Pl. IX. fig. 3 à 4), alors la surface de la vrille devient vérruqueuse. Sur les préparations macérées

[1] Voir aussi la description de M. VIALA (**56** p. 69).

et coloriées nous avons pu établir que c'est le même cas que dans la feuille: mais ici les obstacles sont les faisceaux de sclérenchyme que les hyphes ont traversés en produisant des branchelettes minces (Pl. VII. fig. 10). Les branchelettes avancent ensuite dans les stomates et produisent des conidiophores. Dans ce but elles doivent rester autant que possible sous l'épiderme; on comprend donc pourquoi ce phénomène se répète transversalement à l'axe de la vrille, c'est-à-dire en forme d'anneau autour de la périphérie de l'organe. Le même fait s'observe sur les pousses. Ici on voit encore plus clairement que dans les feuilles, que la cause de ce phénomène singulier n'est pas la recherche de la matière nutritive, mais la tendance à produire des conidiophores.

Après ce que nous avons dit, l'on peut considérer la forme coralloïde comme une variété du type vésiculaire; nous pensons que la forme dessinée par M. CAVARA (VIALA **56.** p. 97, fig. 36), de même que la fig 35 de l'ouvrage cité ne représentent que des formes flabellées qui se forment en présence des obstacles. Nous n'avons donc *pas de raisons de regarder comme type indépendant le mycèle coralloïde.* Pour finir, nous dirons encore que nous n'avons pas observé de fusion entre les hyphes de mycèle. Les cas qu'on a mentionnés, ne sont que des ramifications, ce qui se voit clairement si on poursuive le développement représenté sur la fig. 26 de la Planche VI.

Le mycèle dans les bourgeons. Nous avons retrouvé le mycèle dans les bourgeons d'été (pousses recueillies en juillet 1910 à Stridó-Farkashegy et 1912 à Kamenitza), de même que dans les bourgeons hivernants (recueillis à la fin d'octobre 1912 à Stridó-Farkashegy). L'aspect du bourgeon ne révèle la présence du parasite, le seul symptôme est la vérrucosité brune qui se voit près du noeud. Sur les coupes longitudinales on peut voir que les très jeunes bourgeons seuls sont infectés directement, ils sont en effet complètement détruits par le parasite; tandis que dans les bourgeons d'été plus âgés et dans les bourgeons d'hiver le mycèle pénètre de l'intérieur de la pousse à travers la base du bourgeon (Pl. IX, fig. 9) et attaque surtout les écailles périphériques. Les hyphes épaisses avancent en plusieurs faisceaux dans les tissus parenchymateux de la base du bourgeon, puis elles émettent des branches qui vont dans les écailles, tandis que quelques-unes forment tout de suite des conidiophores. Cette coupe a été faite sur un bourgeon d'un sarment suffisamment aoûté, recueilli en décembre. Dans les cas examinés on a observé seulement quelque fois la destruction des écailles intérieures et du cône végétatif, ce cas est dessiné sur la figure 11 de la Planche IX, l'endroit de la partie représenté est marqué d'un quadrangle sur la figure 9.

Les hyphes du *Plasmopara* ne présentent pas d'irrégularités dans les bourgeons. Notons pourtant, que dans les bourgeons attaqués, mais

complètement fermés, nous avons toujours trouvé des conidiophores plus ou moins développés ainsi que des conidies. Les conidiophores se produisent partout, mais il y en a le plus entre les écailles périphériques. Faute de place les conidiophores sont pliés, de forme irrégulière (Pl. IX, fig. 10 *a—d*).

Quant à l'infection des bourgeons les seules données ont été fournies par M. Cuboni (**37. 38.**). A notre regret nous ne possédons pas son travail, et ainsi c'est d'après M. Viala (**56.** p. 106 à 107) que nous savons, que M. Cuboni a bien vu le *Plasmopara* former des macroconidies sous les écailles des bourgeons à la fin de l'été, mais il n'a pas suivi le développement du Mildiou, au premier printemps, sur les jeunes rameaux.

Il résulte donc de nos recherches que dans les bourgeons d'hiver infectés, le *Plasmopara* forme par un automne chaud des conidiophores et produit un grand nombre de conidies. Nous avons aussi établi que l'infection des bourgeons complètement fermés se fait à travers la base des yeux, par des filaments venus du sarment.

Ici se place une considération intéressante concernant le renouvellement possible du parasite. M. Cuboni supposait déjà que le mycèle hiverne dans les bourgeons et envahit la feuille au printemps causant ainsi une nouvelle invasion. Nous avons essayé d'élucider cette question importante par des expériences, en faisant pousser des sarments présentant des symptômes du mal. Malheureusement nous ne disposions que d'un matériel insuffisant, ainsi la seule constatation que nous avons faite, c'est que quelques bourgeons des noeuds certainement attaqués ont poussé, tandis que d'autres ne se sont pas développés. Quant à ces derniers, il reste à savoir si les conidies qu'ils renfermaient étaient vivantes et comment elles peuvent échapper du bourgeon?

Notons encore que les bourgeons infectés se trouvaient sur la partie supérieure des sarments, ainsi le renouvellement du mal peut être influencé par le mode de la taille employée.

Spores d'hiver. Malgré tous nos soins nous n'avons pu trouver que rarement des spores d'hiver, c'est à la mi-juillet que nous avons vu, le plus tôt, les premiers signes de leur développement. Elles furent observées le 27 juillet (1910) sur des feuilles envoyées de Kisvejke, elles étaient brunes et avaient dû par conséquent se former beaucoup plus tôt. Puis nous en avons trouvé au mois d'août (Závod 1901; champ d'expérience de l'Institut ampélologique le août 1911) et en octobre (11 oct. 1911) sur des jeunes pousses vertes, elles étaient mûres, de couleur brune. Berlese dit aussi qu'il en a trouvé dans des pousses vertes. Dans des sarments aoûtés, j'ai constaté en hiver de 1903—04 des oospores brunes dans l'écorce (Istvánffi **40. 41.**). Il n'est pas sans

intérêt qu'en automne 1910 nous avons trouvé *dans la lie de moûts et de vins* de Kecskemét et de Nyiregyháza des spores d'hiver, dans la lie du vin de Kecskemét il y en avait un grand nombre. L'importance de cette observation c'est qu'elle montre que dans les grains elles peuvent se former en grand nombre, et vu la constitution des grains mildiousés on peut admettre qu'elles en échappent plus difficilement et plus tard que des feuilles.

Ainsi quant aux spores d'hiver, nous pouvons dire qu'elles ne se forment pas après les refroidissement d'automne, mais que leur développement commence déjà à la mi-été. Il serait intéressant de rechercher si les refroidissements périodiques du mois d'août ont un rôle dans le développement des spores d'hiver. A titre d'orientation nous avons envoyé à la fin d'août 1911 une circulaire à 800 endroits situés dans les différentes contrées viticoles du pays, dans laquelle nous avons prié les viticulteurs de nous envoyer des feuilles mildiousées. On nous a envoyé environ 2000 feuilles de 125 endroits; sur ce matériel nous avons examiné 800 taches (en traitant les feuilles avec de l'hydrate de chloral, pour les rendre transparentes), mais nous n'avons pas trouvé de spores d'hiver.

Les jeunes oospores mentionnées du 11 août (1911) avaient un diamètre de 25 à 35 μ, elles se trouvaient entre les cellules du tissu en palissade. La figure 11 de la planche VIII a été dessinée d'après une préparation faite sur du matériel fixé (Kisvejke, 1910). Ici les oogonies se trouvaient pour la plupart dans le tissu lacuneux et on peut parfaitement voir les anthérides (parfois deux).

En nous basant sur ce que nous venons de dire, nous pensons que *les oospores développées dans les grains et dans les pousses tardives d'automne peuvent aussi avoir un rôle dans les invasions printanières.* Mais il est douteux que l'on puisse aussi porter la lutte contre le mal dans cette direction. On ne saurait compter sur le ramassage des grappes, grains et feuilles attaquées et l'enlèvement des pousses tardives.

Nous pensons que maintenant lorsque les rapports entre le Mildiou et les facteurs météorologiques sont éclaircis par nos travaux, *on doit se mettre à l'étude des organes de l'hivernage.* Ici on prendra surtout en considération les conditions dans lesquelles se font les invasions. Le retardement des premières invasions suggère de nombreuses questions importantes, qui sont en relation avec la biologie des spores d'hiver.

VIII. COMMENT POUVONS-NOUS UTILISER LA PÉRIODE D'INCUBATION DANS LA PRATIQUE ?

Dans la lutte contre le Mildiou la question la plus importante a toujours été de savoir à quelle époque il faut exécuter les différentes procédés du traitement pour obtenir le maximum d'effet. Dans ce but nous avons toujours pris en considération la biologie, le développement périodique de la Vigne, parce que la méthode ancienne, c'est-à-dire l'effectuation du traitement d'après le calendrier à dates fixes, ne pouvait pas être satisfaisante.

Maintenant, comme nous avons déterminé la période d'incubation pour la Hongrie, nous possédons une base sûre pour l'effectuation du traitement.

1. Nous pouvons procéder seulement d'après la période d'incubation en tenant compte des pluies un peu abondantes et à la date de ces pluies nous additionnons la période d'incubation déterminée pour le mois ou la période en question; ainsi nous obtenons la date à laquelle apparaîtront les taches d'huile, ou, s'il y avait de la pluie vers la fin de la période d'incubation, quand apparaîtront les efflorescences du Mildiou? Nous supposons toujours que des infections se sont effectuées pendant la pluie en question (servant comme base). Ainsi le viticulteur sera renseigné et pourra effectuer le traitement avant la fin de la période d'incubation.

Cela seul est déjà d'une utilité indiscutable, parce que jusqu'ici le viticulteur tâtonnait dans l'obscurité et qu'il ne sulfatait souvent que lorsque les efflorescences du Mildiou apparaissaient en masse, ou bien il sulfatait à temps, mais ne répétait pas le traitement pendant longtemps parce qu'il ne voyait aucun symptôme du mal.

2. Nous pouvons réunir l'observation de la période d'incubation avec les essais décrits ci-dessous, c'est-à-dire rechercher à l'aide de feuilles et de grappes maintenues humides s'il y a déjà des infections dans la vigne. Ce procédé donne plus de travail, mais il donne aussi plus de renseignements.

Nous ne voulons pas estimer trop haut la valeur de ces méthodes et ne voulons pas dire qu'on arrivera toujours sûrement à déterminer les invasions. Nous disons seulement qu'après un peu de pratique le viticulteur pourra en tirer des conclusions utiles, tandis que, jusqu'ici, il était à la merci du Mildiou. Il s'entend que le résultat de ce procédé dépend de plusieurs facteurs, notamment du degré de l'invasion, du choix des feuilles et du soin qu'on apporte à tout ce travail. Si l'invasion a été très faible il peut arriver que les feuilles prises pour l'essai sont

exemptes du Mildiou. Mais dans ce cas il est aussi probable que le mal ne prendra pas une extension considérable.

Nous avons vu ci-dessus que les infections se font pendant la pluie (ou après un brouillard épais ou de la rosée, lorsque les feuilles restent humides pendant quelques heures) et que les efflorescences se forment sur les taches d'huile pendant des pluies. *Ainsi nous pouvons dire qu'en général l'apparition du Mildiou est liée à deux pluies.* Si la seconde pluie ne vient pas, les efflorescences ne se forment pas sur les taches, le parasite reste à l'état latent.

Il s'entend donc que le viticulteur doit se renseigner sur la pluie le plus exactement possible; il a donc besoin d'un ombromètre, pour mesurer la quantité de pluie tombée. L'aménagement doit être complété par un thermomètre placé en plein air, de préférence un thermomètre à minima.

Les essais. Passons maintenant à la description des essais. Nous avons trouvé que si l'on veut faire des essais systématiques, le mieux est de couper les feuilles avec leur pétiole et de les placer ainsi dans une cuvette d'eau. Pour la formation des efflorescences sans taches d'huile il faut beaucoup d'eau dont l'absorption est ainsi assurée. Ensuite nous aspergeons d'eau les feuilles et nous les recouvrons d'un vase dont nous entourons le bord inférieur de linge humide, que nous tenons mouillé pour que l'air reste saturé d'humidité dans le vase.

Pour l'exécution de l'essai il faut avoir soin:

1° de prendre un grand nombre de feuilles, parce que plus l'infection est clairsemée plus il est difficile de trouver des feuilles infectées;

2° au mois de mai et au commencement de juin il faut prendre les feuilles inférieures, parce qu'à l'époque des premières invasions ces feuilles seules avaient poussé;

3° il faut prendre les feuilles sur les cépages les plus sensibles au Mildiou et en général sur les cépages précoces;

4° c'est toujours à l'intérieur du feuillage qu'il faut prendre les feuilles parce que là elles sont dans un milieu plus humide qu'à l'extérieur;

5° il faut prendre en considération spéciale les parties les plus basses ou les plus humides du vignoble;

6° on peut aussi utiliser les pousses enlevées lors des tailles en vert.[1] On les recuille dans un tas qu'on asperge d'eau et recouvre de linge humide, en ayant toujours soin qu'elles ne se déssèchent pas. *Il faut remarquer que l'essai ne doit pas être fait en un endroit froid ou en plein air,* parce que l'abaissement de la température pendant la nuit

[1] Épamprage, écimage, pincement et rognage.

empêche la formation des efflorescences. Pendant les tailles en vert, nous pouvons répéter cet essai chaque jour, le résultat en est plus sûr. Pour être encore mieux renseigné il est à propos de faire l'essai deux fois après chaque pluie, parce que la période d'incubation peut être allongée de quelques jours sous l'influence du temps. Ainsi en mai et en juillet nous faisons le premier essai 5 ou 6 jours avant la date obtenue comme fin de la période d'incubation, et le second 2 ou 3 jours avant cette date.

Cet essai peut servir aussi à *déterminer si les grappes sont infectées.* Pour faire l'essai on enveloppe les grappes dans du papier filtre ou du linge humide, on les recouvre d'une assiette et les conserve dans un endroit chaud (p. ex. à la cuisine). Dans ce cas nous ajoutons à la date de la pluie suspecte au commencement de juin 10 ou 12 jours et à la fin de juin 12 à 14 jours, et nous exécutons l'essai 3 ou 4 jours avant la date obtenue sur plusieurs grappes de développement varié. Si les grappes sont vraiment infectées les efflorescences blanches du Mildiou ne tardent pas à faire leur apparition sur les baies ou les rafles. Pour cet essai nous choisirons aussi des cépages précoces ou sensibles.

Nous recommandons aussi d'exécuter cet essai après les brouillards.

1. **Orientation à l'aide de la période d'incubation.** Si le viticulteur ne veut pas faire les essais décrits il peut tirer des conclusions utiles par l'observation des pluies.

Nous rappelons que pour les feuilles la durée de la période d'incubation est

au commencement et à la mi-mai de . . .	15 à 18 jours
à la fin de mai	12 à 15 „
au commencement de juin	11 à 13 „
à la mi-juin	9 à 11 „
à la fin de juin	6 à 7 „
en juillet et en août	5 à 6 „

En tenant compte des pluies et de ces données, le viticulteur peut dresser un registre des dates probables de l'apparition du Mildiou, il suffit de noter les jours de pluies un peu abondantes et d'y ajouter la longueur de la période d'incubation respective.

La date calculée sert d'avertissement au viticulteur qui pourra ainsi effectuer le traitement d'une manière rationelle. Cette méthode permet aussi d'utiliser les journées sèches, parce qu'il arrive souvent, si l'on attend pour effectuer le traitement, que les efflorescences aient paru, on ne peut effectuer les sulfatages à cause du temps pluvieux.

2. Orientation à l'aide de la période d'incubation et des essais. On arrive à une prévision plus complète par des essais intercalés. Nous recommandons donc aux viticulteurs de suivre cette méthode et de tenir un régistre comme nous en dressons un à titre d'exemple.

Pour point de départ nous prenons les infections primaires de printemps, c'est surtout celles-ci qu'il faut enrayer, parce que ci cela réussit, il sera facile de maîtriser les suivantes. — A cet effet, nous notons les pluies un peu abondantes (10 m/m et plus) tombées de la fin d'avril jusqu'à la mi-mai, nous ajoutons à la date de ces pluies 15 ou 18 jours (longueur de la période d'incubation) et nous obtenons la date à laquelle les taches d'huile des infections causées par les spores d'hiver peuvent faire leur apparition. Il faut aussi tenir compte de la température, parce que si les minima sont de 10°, les infections ne sont pas à craindre. Mais si la température est favorable au développement du mal, nous faisons un premier essai 5 ou 6 jours avant l'apparition probable des taches et un deuxième essai 2 ou 3 jours avant cette date.

Remarquons encore que s'il y a des pluies pendant 2 ou 3 jours consécutifs, nous pouvons les prendre pour une seule et compter la période d'incubation à partir de la première.

Puis n'oublions pas qu'un abaissement brusque de la température, surtout par un temps couvert, provoque un état de récéptivité de la Vigne, suivi pendant le temps chaud d'un développement rapide du Mildiou.

En continuant l'observation des pluies, on complète les prévisions à cette différence près, qu'à partir de juillet on ne fait qu'un seul essai après les pluies suspectes; par contre à partir de la mi-juin les petites pluies doivent aussi être notées, parce qu'elles augmentent considérablement la teneur en humidité de l'air. La période des orages et des brouillards étant très dangeureuse, dans ces circonstances il faut aussi faire des essais avec des grappes.

Nous recommandons aussi aux viticulteurs de dissoudre le sulfate de cuivre en même temps qu'ils procèdent à l'essai (surtout en juin et en juillet), pour pouvoir immédiatement effectuer le traitement s'il en est besoin.

Ainsi le viticulteur peut rationnellement effectuer le traitement, et comme il tient compte des pluies *il est toujours au clair avec l'efficacité du dernier sulfatage.* Il ne faut pas oublier qu'au bout de 18 jours environ il faut en tout cas répéter le sulfatage.

En 1912 nous avons fait les prévisions d'avance et nous avons toujours obtenu des dates concordantes, ce qui prouve que nos calculs étaient justes.

Il est d'autant plus important de noter les périodes d'incubation qu'on obtient ainsi une image beaucoup plus conforme des conditions actuelles qui si l'on se base sur les données d'un service météorologique central qui ne peut nous renseigner qu'en gros sur la marche du Mildiou et les changements qui favorisent son apparition. Ainsi pour prévoir les invasions locales, le viticulteur doit se baser sur les observations faites chez lui, parce que, les premières invasions exceptées, la marche du Mildiou dépend des facteurs météorologiques locaux.

A notre avis, on pourra employer le procédé décrit dans les écoles de viticulture, et les résultats pourront servir d'avertissement aux viticulteurs de la région voisine.

Notons encore que selon M. Ravaz (**24**. p. 60 à 61) on pourrait résoudre la question en contaminant, tous les huit jours, aux stations météorologiques régionales — une souche parmi les variétés les plus sensibles à la maladie — avec des conidies fraîches (*mais il ne dit pas où prendre ces conidies*). Ces souches seraient taillées courtes et fumées copieusement avec des engrais surtout azotées, pour que les rameaux croissent très vite. Sur ces souches les taches d'huile et les conidiophores pourront apparaître plusieurs jours plutôt que sur les variétés dominantes cultivées en masse dans la région, et leur apparition crée un danger imminent pour les souches d'expériences, mais seulement *prochain* pour les variétés dominantes. *C'est le moment opportun pour l'exécution des traitements.*

Le défaut de ce procédé c'est d'être absolument indépendant du temps, parce que le point de départ est arbitraire et que de l'apparition du Mildiou sur les souches infectées on ne peut pas encore conclure que toute la région est menacée; cela dépend en premier lieu de la quantité et de la distribution des pluies, puis s'il y a des conidies dans la vigne ou si la température a favorisé la germination des spores d'hiver.

RÉSUMÉ.

1. Développement et propagation du mycèle dans les différents organes de la Vigne.

1. Nous avons observé *le développement du mycèle du Plasmopara viticola à partir de la pénétration des zoospores.* Le tube germinatif pénètre toujours à travers les stomates dans les organes verts de la Vigne. Dans la feuille le tube se courbe sous les cellules formant la voûte de la chambre sous-stomatique (VI. 7 à 10, VII. 1 à 5)[1] *où il se gonfle considérablement et produit une spore secondaire.* Tout le plasme du tube se transporte immédiatement dans cette spore. Par la formation de la spore secondaire la cellule germinative se soustrait à l'effet fâcheux des causes externes et assure son développement en un endroit favorable.

2. La spore secondaire produit bientôt un petit suçoir qui pénètre dans la cellule parenchymatique la plus proche, puis il se forme un tube mince (3 à 5 μ) qui se ramifie et s'insinue dans les méats intercellulaires en produisant toujours de nouveaux suçoirs. Les tubes minces se propagent jusqu'au stomate le plus proche; arrivés dans la chambre stomatique, ils se gonflent et continuent leur chemin.

3. La pénétration d'un jour (VI. 8, VII 1 à 2) n'est formée pour ainsi dire que de la spore secondaire; le mycèle de 2 jours (VI. 9 à 10, VII. 3 à 5) est formé de tubes plus ou moins longs; celui de 3 jours est déjà composé d'un réseau assez dense de hyphes, qui remplit les petits champs angulaires formés par la nervure de la feuille se trouvant au-dessous de l'endroit de pénétration (les nervures empêchent pendant un certain temps la propagation des hyphes).

4. Comme la pénétration des zoospores se fait toujours à travers plusieurs stomates, *chaque tache d'huile est causée par autant de jeunes mycèles qu'il y avait de zoospores pénétrées.* Ainsi la tache d'huile vue au microscope présente au début l'aspect d'un échiquier à cause des mycèles

[1] Les chiffres romains indiquent la planche, les chiffres arabes la figure.

isolés. Plus tard les hyphes pénètrent aussi dans les champs voisins et les mycèles polyangulaires se confondent.

5. La propagation des hyphes se fait en général d'une façon radiale, les faisceaux de hyphes se propagent à droite et à gauche en forme d'éventail (VII. 6).

6. Les hyphes s'accumulent au contact des nervures qui leur barrent le chemin, elles s'aplatissent et se frangent (VIII. 11). Les branches minces seules rampent au-dessus ou en dessous de la nervure (VIII. 6); arrivées dans le champ voisin, elles s'évoluent rapidement et continuent leur chemin.

7. Dans la feuille les hyphes du mycèle (8 à 10 μ) sont, par un temps sec, minces (VI. 12), droites et présentent une ramification singulière; *par un temps humide les hyphes sont plus épaisses, vésiculaires, elles ont un aspect „coralloïde"*. La plus grande partie du mycèle se trouve dans le parenchyme lacuneux, les hyphes se serpentent là en toute liberté à travers les gros méats intercellulaires (VI. 11); dans le parenchyme en palissade, on trouve peu de hyphes, elles sont pointues; *sous l'épiderme supérieure, les hyphes ne vont qu'à une petite distance, puis elles retournent* (IX. 5).

8. *Pelottes d'éruption.* Le mycèle développé pousse dans la chambre sous-stomatique des filaments gonflés qui forment ensuite des pelottes (VII. 9, VI. 13 à 20); les pelottes développées (50 à 100 μ) sont hélicoïdes ou coniques. Dans des conditions favorables (chaleur, humidité suffisante) certaines branches minces des pelottes passent à travers l'ostiole du stomate, se gonflent et se *présentent comme des commencements de conidiophores* (V. 1—2). Ce sont les hyphes accumulées le long des nervures qui forment le plus tôt des pelottes (abondance d'eau).

9. **Le mycèle dans les autres organes.** Les jeunes organes sont pour ainsi dire entièrement traversés par le mycèle; *dans les grains en véraison* les filaments sont moins cylindriques, ils sont plutôt aplatis et effilés (VIII. 4 à 10), on trouve aussi des pelottes frangées (VIII. 6 à 10).

10. *Dans les pédoncules, rafles et pédicelles jeunes* les filaments évitent les tissus résistantes; leur forme est variée, les petits suçoirs sont fréquents; les filament suivent en général la direction de l'axe de l'organe en question.

11. *Sur les pousses vertes* l'infection apparaît en général autour des noeuds; la couleur de la partie attaquée devient brune et sur la surface, il se forme une émergence rugueuse. Dans la pousse verte le mycèle s'établit surtout dans le parenchyme de l'écorce, puis il pénètre à travers les rayons médullaires dans la moëlle, parfois il envahit le liber mou et on le voit aussi entre les éléments du bois (IX. 8), tandis que dans

l'hypoderme collenchymatique et dans les faisceaux sclérenchymatiques on n'en voit pas trace.

12. *Dans le sarment aoûté* sa propagation se fait de la même manière. Souvent les filaments sont tout plats (VI. 25), parfois on les trouve aussi dans l'intérieur des cellules (VI. 28).

13. *Dans les vrilles* on trouve des faisceaux de hyphes vigoureux, les filaments serpentent de préférence sous l'épiderme qu'ils soulèvent irrégulièrement (la surface de l'organe devient par conséquent rugueuse). Les hyphes se ramifient en forme d'éventail et surmontent ainsi les obstacles y formés par les faisceaux sclérenchymatiques.

14. Le mycèle pénètre *dans les yeux d'été et d'hiver à travers la base parenchymatique,* il détruit entièrement les bourgeons jeunes; dans les bourgeons développés il attaque surtout les écailles, parfois il pénètre jusqu'au cône végétatif; dans les bourgeons d'hiver attaqués par le Mildiou on trouve des conidiophores et des conidies développés.

15. Les filaments du mycèle du Mildiou forment 1. de tubes cylindriques sinueux à parois mince, 2. de tubes renflés vésiculairement d'une manière irrégulière, 3. de tubes légèrement aplatis, souvent effilés et à ramification dichotomique irrégulière. Le mycèle est rempli d'un plasme fin ou granuleux réfringeant, les tubes ne sont jamais articulés et ne forment pas des fusions (VI. 26). Nous rangeons la forme appelée „coralloïde“ dans le type vésiculaire.

16. Après coloration, le plasme présente une structure réticulée plus ou moins dense (V. 30); parfois il est presque fibreux; on n'observe pas de gouttes d'huile, ni de vacuoles. Les noyaux (1·5 à 3 μ) sont disposés d'une façon régulière; à la base des ramifications et au bout des jeunes branches ils forment de groupes. Les noyaux sont ronds, ceux qui se divisent rapidement deviennent fusiformes.

17. *Les suçoirs* sont disposés irrégulièrement; parfois on les trouve réunis en groupes (V. 30, VI. 28), ils sont pyriformes (4 à 10 μ, mais il y en a aussi de 15 à 20 μ), leur tige est mince (1 à 2 μ) et de longueur variable (4 à 12 et même 20 à 25 μ). *Les suçoirs à longue tige n'étaient pas connus jusqu'ici* (V. 34). Leur membrane est épaisse, le plasme est granulé et présente des vacuoles, *ils possèdent un noyau, qui se divise plus tard, c'est pourquoi on en trouve 2 à 4 dans les gros suçoirs.* La gaine calleuse des suçoirs n'a pas partout la même épaisseur, le maximum d'épaisseur se trouve autour de la tige.

Lorsque le mycèle s'est déjà ainsi développé, il cause des changements de teinte sur la surface de l'organe, c'est pourquoi nous allons parler maintenant:

2. De la période d'incubation.

18. *Nous entendons sous période d'incubation la période qui s'écoule depuis la pénétration des zoospores jusqu' à l'apparition des premiers symptômes révélant à l'oeil nu la présence du mycèle dans les organes attaqués* (tache d'huile sur les feuilles, coloration jaune-brune sur les grappes, vrilles et pousses). [Ainsi en général nous ne la comptons pas jusqu'à l'apparition des gazons de conidiophores, parce que l'apparition de ces gazons dépend beaucoup du temps qu'il fait, tandis que l'apparition des taches d'huile en dépend beaucoup moins.] „L'apparition des efflorescences sans formation préalable des taches d'huile" est une exception, dans ce cas la formation des efflorescences est tellement accélerée qu'elles se présentent sans que les taches d'huile soient devenues visibles.

19. Nous avons établi la longueur de la période d'incubation *pour les feuilles et les grappes* par des essais d'infection artificielle faits au laboratoire, dans la serre et en plein air, et par l'étude de la corrélation des pluies et des invasions naturelles.

20. *La période d'incubation est une fonction de la température et de l'humidité,* dans le cas des feuilles elle diminue à partir du printemps: *du commencement à la mi-mai elle est de 15 à 18 jours, à la fin de mai de 12 à 15 jours, au commencement de juin de 11 à 13 jours, à la mi-juin de 9 à 11 jours, à la fin de juin de 6 à 7 jours et en juillet et août de 5 à 6 jours, pourvu que le temps soit normal.*

21. Chaque circonstance qui augmente le degré hygromètrique de l'air et par conséquent la teneur en humidité des feuilles a pour conséquence une abréviation de la période d'incubation, l'apparition des taches est accélérée (ainsi dans l'intérieur du feuillage ou sur les feuilles inférieures, dans les vignes à sols humides, etc.).

22. *Pour les grappes la période d'incubation est la suivante:* à la fin de mai et au commencement de juin 12 à 14 jours, à la mi-juin 9 à 11 jours. Plus tard la période d'incubation est plus longue, parce que dans les grains devenus plus gros le travail destructeur du mycèle se fait plus lentement et apparaît plus tard sur la surface. Ainsi à *la fin de juin la période d'incubation est de 10 à 12 jours et en juillet de 12 à 14 jours.* Elle est plus longue de 3 à 5 jours si l'infection ne se fait pas directement sur la fleur ou sur la baie, mais sur le pédoncule du grain ou sur la rafle, parce que dans ces cas le mycèle doit d'abord traverser les tissus intermédiaires, ainsi en juillet la période d'incubation peut être de 17 à 19 jours.

23. *Par un temps chaud la période d'incubation peut être tellement écourtée par suite des pluies abondantes qu'on n'observe pas de taches*

d'huile préalablement, c'est le cas „de l'apparition des efflorescences sans formation de taches d'huile". Dans ce cas la période d'incubation est sur les feuilles de 10 à 12 jours à la fin de mai, de 8 à 10 jours au commencement de juin, de 6 à 8 jours à la mi-juin et à la fin de ce mois, et de 4 à 5 jours en juillet et août; pour les grappes elle est de 9 à 11 jours dans la première moitié de juin, de 7 à 9 dans la seconde moitié de ce mois et de 8 à 10 jours en juillet.

24. On ne peut pas exprimer la longueur de la période d'incubation par des valeurs absolues, néanmoins on peut se servir avec profit des chiffres obtenus.

La fin de la période d'incubation est marqée par l'apparition des

taches d'huile.

L'apparition des efflorescences, sans la formation préalable des taches d'huile (voir l'alinéa 23), est une exception.

3. Les taches d'huile.

25. Sur les organes verts attaqués par le Mildiou il se forme autour de l'endroit de l'infection, par suite de la destruction des chloroplastes, une tache transparente jaune ou vert pâle. Nous appelons ce symptôme „tache d'huile". Sur les baies développées et sur les pousses âgées l'endroit de l'infection prend une teinte gris de plomb ou brune.

26. La vraie tache d'huile apparait sur la feuille pour ainsi dire sans transition d'un jour à l'autre; on n'observe son apparition progressive que sur des feuilles très jeunes et par un temps froid ou relativement sec. Les taches d'huile ont des contours en zig-zag, nettement délimités, elles ont une couleur terne; les jeunes taches sont d'un vert de tarin, les taches âgées sont d'un jaune d'ocre.

27. Les taches d'huile des premières infections apparaissent sur les dents et le long des nervures; en général, sur les feuilles glabres elles apparaissent de préférence le long des nervures principales, puis dans les angles formés par les nervures et sur les dents; sur les feuilles velues elles sont plus disséminées.

Les taches d'huile des invasions causées par le vent se trouvent sur cette partie de la feuille qui a été retournée, ainsi il y a des infections concernant la moitié, un ou deux lobes ou le revers de la feuille.

28. *La forme et la grosseur des taches* dépend en général du temps qu'il fait, du cépage et du développement de la feuille, par un temps froid ou pluvieux les taches sont grosses et rondes, plus le temps est sec, plus elles sont petites et angulaires; sur les cépages sensibles elles sont plus grosses que sur les cépages résistants. Par un temps sec les

taches se colorent en jaune d'ocre et brunissent le long des nervures, puis elles se dessèchent; sur certains cépages elles restent longtemps jaunes, sur le cépage *Kadarka* elles deviennent d'un rouge violet; si, après la formation des efflorescences le temps est humide, les taches d'huile brunissent rapidement et se décomposent.

29. On ne peut observer la croissance des taches d'huile qu'au printemps et au commencement de l'été, elle est causée plutôt par la croissance de la feuille, que par celle du mycèle.

Après l'apparition des taches d'huile la première pluie provoque la formation des conidiophores du Mildiou, qui forment une efflorescence sur les taches:

4. Efflorescences, conidiophores.

30. Dans les feuilles qui présentent des taches d'huile le mycèle a déjà produit dans les chambres sous-stomatiques les pelottes d'éruption (voir l'alinéa 8), qui soulèvent les stomates avec les cellules environnantes (IV. 1). Par conséquent on observe au microscope sur la surface des taches d'huile mûres d'innombrables petites émergences coniques.

Dans les filaments des pelottes au début de l'éruption les noyaux avancent en masse (V. 1) et le plasme dense (V. 2) pénètre avec les noyaux dans les branches sortantes. Ces branches font leur apparition:

1° ou bien isolément (IV. 6 à 7), 2° ou bien elles se réunissent par suite de la pression mutuelle en une formation pséudo-parenchymatique et affectent la forme d'une fraise (IV. 2 à 3), 3° ou bien les bouts des filaments se gonflent en forme de poire et ces parties pyriformes donnent alors naissance aux conidiophores (IV. 8 à 12). Dans un milieu saturé d'humidité les commencements qui affectent la forme d'une fraise sont les plus fréquents.

31. Quelque soit le mode de formation de ces commencements, ils se développent de la même manière. Après une période de croissance ils se renflent un peu au-dessous de leur bout (IV. 18 à 19), dans cette partie renflée le plasme se condense (V. 3 à 7), il prend un aspect granulé et une teinte verdâtre; dans les préparations coloriées il apparaît presque fibreux et composés de plusieurs couches. On observe en même temps la migration des noyaux qui sont alors, par suite de leur division rapide, fusiformes, allongés ou recourbés en fer à cheval (V. 1 à 7).

32. Au cours du développement il se forme sur les parties renflées des branches de premier ordre, puis des branches secondaires qui se terminent par des stérigmates trifides, sur lesquels les conidies se forment sans retard.

Au cours du développement progressif c'est d'abord la tige du conidiophore qui se vide, puis lors de la formation des conidies c'est

le plasme des tiges latérales et des stérigmates qui disparaît; à ce moment l'évolution du conidiophore s'arrête et les conidies seules continuent à se développer.

33. Ordinairement les conidiophores sont longs de 0·8 à 1·2 mm, leur stipe est légérement courbé; leur base à parois épaisse est renflée en forme de poire, ils communiquent par un canal étroit avec la hyphe mince; leur bout est souvent effilé; à une hauteur de 0·5 à 0·8 mm ils portent en général 4 grosses et 3 petites branches, qui se cloisonnent parfois; le stipe même (7 à 10 μ) présente toujours 1 ou 2 et parfois plusieurs cloisons[1] (V. 19, 20, 30). Les branches à stérigmates sont opposées ou forment de pséudo-verticilles et portent 2 ou 3, parfois 4 à 5 stérigmates (IV. 22 à 28).

34. *Les conidiophores nains* se forment par un temps froid (ceux-ci sont renflés, palmiformes) ou par un temps sec, ils sont longs de 0·1 à 0·3 mm; leur forme est très variée, il y en a en forme de massue, d'éventail, d'autres sont effilés ou n'ont pas de tige, etc. La réduction de la tige peut devenir complète; dans ce cas les stérigmates exceptionnellement longs émergent directement du stomate. Les conidiophores nains produisent en général peu de conidies, quelque fois seulement 1 ou 2, tandis que les conidiophores ordinaires en produisent 200 à 400.

35. *a)* Si l'apparition de la tache d'huile est suivie d'une pluie abondante, le Mildiou forme des efflorescences blanches, denses;[2] *b)* mais si la pluie précède de 12 à 24 heures l'apparition des taches, celles-ci et les gazons se présentent simultanément *(c'est l'apparition accélérée)*; *c)* mais si les pluies abondantes précèdent de 2 ou 3 jours l'apparation probable des taches d'huile, et s'il fait un temps chaud, le Mildiou fait alors son apparition *sous la forme des efflorescences sans taches d'huile; d)* enfin, si au moment de l'apparition des taches le temps est sec, alors la formation des efflorescences ne se fait pas jusqu'à ce qu'il y ait eu une pluie abondante.

[1] A la base des branches nous avons observé des formations dactyloïdes *inconnues jusqu'ici*, qui sont probablement des rudiments de stérigmates (IV. 20 à 25).

[2] Sur la face de la feuille les efflorences sont rares, elles n'apparaissent que le long des nervures principales et sur les dents par un temps excessivement humide. Sur les jeunes pousses et vrilles les conidiophores n'apparaissent qu'après une pluie abondante. Nous avons encore observé des efflorescences, quoique rarement, dans l'ovaire, sur les pépins des grains et dans l'intérieur des bourgeons.

Sur les jeunes grappes les conidiophores apparaissent surtout dans le sillon du bourrelet et sous les nectaires. Si la pénétration des zoospores s'est effectuée sur la fleur encore fermée et si la fleur s'est épanouie avant l'écoulement de la période d'incubation, on peut voir des efflorescences sur le capuchon, mais sur l'ovaire noué il n'y en a point, dans ce cas les conidiophores apparaissent exclusivement sur le sillon du bourrelet.

36. Quant à la *température* nous avons trouvé que, dans un milieu saturé d'humidité, les efflorescences se forment au bout de 6 à 8 jours par une température de 8 à 10°, de 1 à 2 jours à 15°; aux températures de 18 à 22° l'efflorescence se forme complètement au bout de 10 à 12 heures, au-dessus de 25° la formation du gazon se ralentit, elle cesse à 30°.

L'optimum se trouve entre 18 et 22° (état hygrométrique de l'air = 95 à 100%), dans ces conditions le stipe des conidiophores se forme pendant 4 à 5 heures, les ramifications se font en 1 ou 2 heures et les conidies se présentent pendant 3 à 4 heures (en somme 10 à 12 heures).

La formation des efflorescences est en relation intime avec *l'humidité,* ainsi par un temps sec les efflorescences ne se forment qu'au bout de 4 à 5 et même de 15 à 20 jours; et même, s'il n'y a pas de rosée la nuit, les efflorescences n'apparaissent pas du tout.

37. Si le temps est excessivement pluvieux et chaud, *les efflorescences se forment sans l'apparition préalable des taches d'huile* (alinéa 35. *c).* Dans ce cas les viticulteurs sont de l'avis que l'infection s'est effectuée pendant la pluie de la journée précédente. C'est erroné, parce que l'infection s'est toujours effectuée 4 ou 6 jours plus tôt, la pluie précédant immédiatement l'apparition des efflorescences n'a eu pour effet que la réduction de la période d'incubation.

Le danger de cette forme de la déclaration du mal consiste en ce qu'au bout de la période pluvieuse, se sont déjà formées de nouvelles conidies virulentes, qui peuvent causer toute une série d'infections nouvelles.

La formation des gazons *sans l'apparition préalable des taches d'huile est rare, elle ne se fait que par un temps chaud et très pluvieux;* l'apparition accélérée du mal est plus fréquente.

5. Les conidies et les zoospores.

Sur les efflorescences la fructification s'effectue sans retard.

38. Au cours du développement des conidiophores (20 à 22°) les premières conidies se forment déjà au bout de 4 à 6 heures sur les stérigmates des branches inférieures, au bout de une ou de deux heures des conidies s'évoluent aussi sur les autres petites branches et, au bout de 2 à 4 heures, les conidies atteignent leur grosseur définitive. Dans des conditions favorables la fructification complète s'effectue pendant 10 à 12 heures. Les conidiophores ne produisent qu'une seule récolte, parce que non seulement les conidiophores, mais les hyphes qui les ont produits, se sont vidés, ainsi les dernières conidies n'achèvent pas leur développement.

39. Nous avons constaté par l'emploi des différentes méthodes de

coloration *que c'est d'abord un plasme moins concentré qui passe du stérigmate dans la jeune conidie; il est suivi d'un plasme plus dense qui contient d'ordinaire un noyau.* Dans ce stade le plasme de la jeune conidie présente des strates à différente densité; lorsque la conidie a atteint la moitié ou les deux tiers de sa grosseur définitive, elle se sépare par une cloison du stérigmate vidé (V. 8 à 16); à ce moment le noyau s'est déjà divisé en deux, et dans le plasme finement granulé on observe des vacuoles, puis les noyaux se divisent de nouveau (V. 24*a*—*g*). Les noyaux ne sont visibles qu'après coloration.

Dans une conidie de grosseur normale il y a en moyenne 4 à 6 noyaux; dans les conidies plus grosses et dans les macroconidies il y en a souvent de 10 à 15 (V. 25 à 26).

La période de la croissance, et celle de la division des noyaux dure 3 à 4 heures; dans les conidies qui se sont formées les dernières, elle n'est donc pas encore terminée lorsque la formation de l'efflorescence est déjà complète (10 à 12 heures).

40. *La conidie dans laquelle les noyaux se sont déjà formés n'est pas encore mûre, quoiqu'elle ait déjà atteint sa grosseur définitive;* il faut d'abord que le plasme se soit arrangé en réseau, forme des vacuoles (V. 27*a*—*h*) et que les noyaux gagnent leur place définitive. Vu dans de l'eau, le plasme apparaît écumeux (VI. 2*c*), on ne peut pas reconnaître d'autres détails.

41. Dans l'évolution des conidies on peut donc distinguer trois périodes. 1. La conidie a atteint sa grosseur définitive, les noyaux commencent à se diviser. Elle n'est pas encore mûre. 2. Au bout de 3 ou 4 heures dès le moment de l'apparition des jeunes conidies, la karyokynèse est terminée. Les conidies sont à demi mûres et, si on les ensemence dans de l'eau, elles ne peuvent produire des zoospores *qu'après un séjour assez considérable.* 3. Le plasme s'ordonne en réseau, les noyaux gagnent leur place définitive; maintenant les conidies sont parfaitement mûres. Cela explique leur virulence différente et les nombreuses différences signalées par les chercheurs concernant l'échappement des zoospores.

L'importance pratique en est que les conidies ne deviennent virulentes qu'au bout de 24 heures environ. Ainsi, s'il y a eu une pluie le soir ou avant minuit, les conidies produites le matin ne peuvent pas encore causer des infections pendant la pluie qui peut tomber dans la matinée, mais seulement s'il pleut le soir ou la nuit. On peut donc prévenir de nouvelles infections en sulfatant sans perdre de temps.

42. Les conidies développées sont de 14 $\mu \times 20$ μ en moyenne, leur forme est en général obovoïde; les macroconidies mesurent 25 μ sur 35 à 40 μ. Les *„mégaloconidies", qui ne se trouvent qu'au nombre d'une ou*

de deux sur les conidiophores nains, sont arrondies, elles ont une membrane épaisse, leur plasme est grossièrement granulé, elles possèdent 15 à 20 noyaux. Le plasme des jeunes conidies est finement granulé, il est hyalin ou présente une teinte verdâtre; le plasme des conidies formées par un temps humide est hyalin, écumeux (de là les „oil-drops"); tandis que dans les conidies formées par un temps sec, le plasme est dense, granuleux, d'une teinte brunâtre.

43. Nous avons constaté la présence d'un couvercle sur les conidies et nous l'avons décrit déjà en 1911 (VI. 1—2); pendant la déhiscence des conidies le couvercle, forcé par les zoospores, tombe et les zoospores échappent par l'ouverture.

44. *Vitalité des conidies.* Dans un endroit froid (6 à 8°) les conidies conservent leur vitalité pendant 3 à 8 semaines, mais elles périssent au bout de 5 jours pendant la sécheresse; c'est surtout le temps sec succédant à une pluie abondante qui décime les conidies à membrane mince. Les conidies en voie de périssement sont caractérisées par le rétrécissement du plasme (VI. 1. *i—l*). Les conidies à membrane épaisse produites par les conidiophores nains supportent mieux les changements de temps.

45. *La germination des conidies* 1. *avec des zoospores* commence déjà à 8 C°, les zoospores se forment alors au bout d'une humectation de 8 à 10 heures, à 15° au bout de 2 ou 3 heures, à 20 à 22° au bout de 1 ou 2 heures, à 28 à 30° au bout de 4 à 10 heures, à 35° les zoospores ne se forment plus; 2. *la germination avec tube germinatif* est rare; les conidies ordinaires poussent un tube de 4 à 5 $\mu \times 30$ à 100 μ (VI. 6. *b*); 3. nous avons observé *le renouvellement* (quand tout le protoplasme sort de la conidie) seulement sur des conidies produites par des gazons conservés pendant deux jours dans une atmosphère saturée d'humidité à une température de 18 à 22° (VI. 5).

46. *Dans des cultures artificielles,* le développement des zoospores *cesse à leur échappement de la conidie;* l'échappement des zoospores a été observé au bout de 2 à 6 heures dans les différents milieux employés (bouillon, moût, jus de fumier de ferme, décoction de foin, etc.) et dilués de 5 à 10 fois.

47. Les zoospores n'échappent des conidies que lorsque celles-ci sont immergées dans de l'eau; *par un brouillard il n'y a pas de germination: mais dans cette atmosphère saturée d'humidité le plasme des conidies peut se disposer à la germination pendant que les conidies ne se sont pas encore détachées du conidiophore,* c'est-à-dire qu'elles mûrissent. Ces conidies germent le plus rapidement dans de l'eau (1 à 2 heures); c'est pourquoi les brouillards sont très dangereux.

Les conidies formées par un temps relativement sec germent au bout

de 6 à 8 heures; les conidies conservées pendant 2 ou 3 semaines dans la chambre (60% d'humidité) germent seulement au bout de 1 ou 2 jours.

48. En étudiant l'effet des sels cupriques nous avons observé 1. que dans une solution de sulfate de cuivre de 1 : 1.600,000 (0·625 mgr de cuivre dans 1 litre d'eau) la germination est arrêtée, *ainsi les conidies peuvent germer encore dans des solutions 3 fois aussi concentrées que celle indiquée par* MILLARDET *et* GAYON); 2. que même dans les solutions les plus étendues la formation des zoospores est considérablement ralentie (jusqu'à 12 heures).

49. Les zoospores sont larges de 4 à 5 μ et longues de 6 à 8 μ; elles ressemblent à une poire aplatie, à leur bout supérieur on voit souvent une petite trompe (VI. 3). Leur plasme est finement granulé; elles possèdent toujours un noyau et souvent 1 ou 2 vacuoles (V. 29). Les cils vibratils sont longs de 15 à 20 μ, leur bout n'est pas épaissi (V. 28).

50. *La sortie des zoospores peut s'effectuer de 3 manières:* 1. Les zoospores échappent en masse à une allure uniforme, 2. l'échappement est lent au début, 3. il reste retardé tout le temps. Avant la sortie des zoospores le couvercle de la conidie gonflée se détache. Les zoospores en voie d'échappement sont déjà pourvues de cils vibratiles et sortent d'ordinaire un par un; la sortie s'effectue en $^1/_2$ à 5 minutes.

Le mouvement des zoospores est fort variable: lent ou rapide, droit ou zigzagant, dansant, tremblant, etc. Le mouvement est le plus rapide quelques minutes après la sortie (0·3 à 0·4 mm par seconde), au bout de 20 à 30 minutes, il cesse.

51. A la germination les zoospores émettent des tubes longs de 20 à 30 μ et même de 50 à 60 μ et larges de 1 à 1·5 μ. Ces tubes sinueux, non articulés, pénètrent, si les conditions en sont favorables, dans les stomates. L'infection ne peut donc s'effectuer qu'à des endroits pourvus de stomates.

Nous avons pu établir déjà en été 1911 la pénétration des tubes germinatifs en découpant dans la feuille contaminée artificiellement les endroits correspondant aux gouttes d'infection dans des intervalles de 12 heures, et en les colorant avec de la fuchsine phéniquée. L'image n'étant pas assez claire, nous ne l'avons pas mentionnée dans nos publications. Par la méthode de GREGORY (coloration à l'éosine), les tubes ne sont pas devenus assez visibles. Par notre méthode nouvellement établie, c'est-à-dire la macération, décoloration et coloration des fragments de feuille *nous avons pu observer non seulement la pénétration des tubes, mais auss le développement du jeune mycèle.* (Voir les alinéas 1 à 3.)

Nous avons constaté que souvent plusieurs (3 à 5 et même 17) tubes pénètrent dans le même stomate (VI. 7, VII. 1 à 5).

6. Essais d'infection et possibilités de l'infection.

52. Toutes les parties jeunes et vertes de la vigne peuvent être infectées au laboratoire et en plein air. La prise de l'infection dépend de l'état de la plante, de la virulence des conidies et du milieu.

53. *On peut aussi infecter les feuilles sur leur face, mais seulement le long des nervures et sur les dents;* sur le revers des feuilles des cépages européens la prise de l'infection a été de 30 à 98%, tandis que sur la face des feuilles elle n'était que de 3 à 14%.

On peut aussi infecter artificiellement les toutes petites feuilles (longues de 1 cm), parce que le long des nervures il y a déjà des stomates ouverts; en plein air ces petites feuilles sont relativement indemnes (l'eau s'écoule aisément sur leur surface velue). Dans un milieu humide on réussit aussi à infecter les feuilles adultes; par un été pluvieux toutes les feuilles peuvent souffrir du mal.

54. Par un temps sec et chaud le développement du mycèle est arrêté par suite du manque d'eau, *mais, si on rétablit artificiellement la teneur en eau, l'infection prend un cours rapide.* Ainsi sur des ceps arrosés et recouverts d'une caisse vitrée, il y avait au bout de 5 à 6 jours de nombreuses et grosses taches d'huile; si l'on place dans un milieu humide seulement quelques pousses ou feuilles du cep non arrosé, l'infection prend aussi, mais on obtient seulement quelques petites taches.

55. *La récéptivité dépend en général de la teneur en eau de l'organe, de la tension de la vapeur d'eau dans les chambres sous-stomatiques et dans les méats intercellulaires en général et du turgor des cellules, et en quelque sorte, de la composition chimique du suc cellulaire* (sur les souches chlorotiques on observe à peine quelques taches); la sensibilité spécifique des cépages dépend probablement de la composition chimique du suc, mais la structure des stomates peut aussi y avoir un rôle.

Les facteurs diminuant l'évaporation (ciel couvert, abaissement de la température), augmentent la teneur en eau des organes et le turgor, par conséquent, augmentent la réceptivité.

56. *En juin 1911, nous avons déjà effectué des expériences d'infection artificielle sur les grappes en plein air, nous les avons décrites le 20 août 1911.*

Les fleurs écloses et à peine nouées peuvent être infectées sur toutes leurs parties et dans chaque stade du développement, de même que les grains de la grosseur d'un plomb de chasse, puisqu'ils possèdent encore des stomates ouverts, — sur les grains de la grosseur d'un pois l'infection prend rarement, parce qu'une partie des stomates est supprimée. *Sur les grains en véraison l'infection ne prend plus,* puisque dans ce stade ils n'ont plus de stomates. L'apparition des efflorescences se fait conformément aux circonstances mentionnées. Les grains de la

grosseur d'un pois ou plus gros ne peuvent être infectés qu'indirectement, à travers le bourrelet, le pédoncule (= le stipe du grain) ou la rafle.

57. *Par un temps relativement sec, les grains de la grosseur d'un plomb de chasse et d'un pois et toutes les parties de la rafle contaminées par le Mildiou prennent une teinte jaune de cire;* ce changement de teinte correspond à la tache d'huile. Dans la pulpe des grains en voie de maturation on peut reconnaître le mycèle cheminant le long des nervures sous forme de raies brunes.

58. Sur la même grappe le résultat de l'infection devient visible au bout d'une période variable, qui dépend de l'endroit de pénétration. Cette période est la plus courte si l'infection a pris sur le grain ou le bourrelet, et la plus longue si l'infection a pris sur la rafle. Dans la rafle le mycèle fait un chemin de 2·8 à 3·7 mm par jour. L'infection n'a pas pris sur les endroits lésés des feuilles et des grains.

Sur les pousses, les vrilles et les pétioles, il y a peu de stomates, par conséquent, l'infection y prend rarement; sur les pousses vertes on observe autour de l'endroit de l'infection une zône brune et les parties péries se soulèvent sur l'épiderme; (dans le cas des infections spontanées ces zônes brunes se voient surtout au-dessus et en dessous du noeud.

59. Au moyen de conidies conservées pendant trois semaines (à la fin d'automne) dans une glacière (6 à 8 C°), nous avons pu cultiver le *Plasmopara viticola* tout l'hiver sur des souches forcées, et, en retardant l'apparition des efflorescences, nous avons réussi à conserver le mycèle dans les taches d'huile à l'état latent pendant 7 à 8 semaines. Dans les conditions de chaleur et d'humidité convenables, la période d'incubation est la même dans la serre qu'en plein air.

7. Stomates.

60. Les stomates des cépages européens peuvent être rangés en trois groupes: 1. stomates à fleur, 2. stomates enfoncés et 3. stomates saillants. Dans l'axe de l'antichambre des stomates on peut souvent observer par un éclairage convenable *la fente respiratoire proprement dite.*

61. Vus d'en haut les stomates enfoncés apparaissent angulaires, parce que les cellules annexes recouvrent plus ou moins les cellules stomatiques; parfois on ne voit que la fente proprement dite et sous les cellules annexes on aperçoit les contours des cellules stomatiques.

62. Les cellules stomatiques des stomates saillants occupent l'angle supérieur des cellules annexes fortement développées, elles s'élèvent ainsi au-dessus de l'épiderme; les cellules annexes (d'ordinaire 4 à 6) diffèrent fortement des cellules de l'épiderme, leur partie inférieure, élargie, pénètre en dessous des cellules stomatiques, ce qui fait que le stomate

ressemble à un papillon. Chez les types 2 et 3 il peut avoir lieu fermeture partielle par suite des cellules annexes.

63. Sur le revers des feuilles il y a 100 à 220 stomates sur 1 mm² (sur une feuille d'un diamètre de 12 cm le nombre des stomates est de 1 à 2 millions). Sur la face il y a 200 à 400-fois moins de stomates que sur le revers (sur une feuille de 12 cm il y en a 2000 à 4000). Ici les stomates se trouvent à côté des nervures principales et sur les dents, vers la pointe des lobes leur nombre diminue progressivement; vers la base de la nervure on en trouve 30 à 40 sur 1 cm.

Sur les petites feuilles (1 à 3 cm) on ne trouve les stomates développés que dans le voisinage des nervures principales, les autres sont encore petits et se développent plus tard.

64. Sur la face de la feuille *les stomates qui se trouvent près de la nervure* sont fortement enfoncés et ils sont entourés de cellules annexes presque coniques (la cuticule en est ridée). Sur le revers des nervures les stomates sont rares. Sur les dents les stomates se trouvent sur la pointe (mucron), ici il y a 10 à 30 stomates et 2 à 4 hydathodes; comme le mucron se dessèche on ne trouve presque plus de stomates sur les dents des feuilles âgées.

8. Utilisation de la période d'incubation dans la pratique.

65. Les invasions se font par la pluie (ou après un brouillard épais ou une rosée abondante, après laquelle les gouttes d'eau persistent quelques heures); la formation des efflorescences sur les taches d'huile se fait aussi par la pluie. *Ainsi le développement du Mildiou est lié à deux pluies.*

L'apparition des taches d'huile nous indique, que la formation des efflorescences peut avoir lieu par la pluie prochaine. Comme dernier terme il faut donc sulfater au-moins après l'apparition des taches d'huile.

66. *Les essais.* Pour établir sûrement la présence des taches d'huile, on place les feuilles suspectes par leurs pétioles dans de l'eau, on les asperge d'eau et on les couvre. Ces échantillons doivent être conservés à un endroit chaud et obscur. Pour ces essais il faut prendre d'abord les feuilles inférieures (de l'intérieur du feuillage) des cépages les plus sensibles ou précoces et de préférence des endroits les plus humides du vignoble, où le mal apparaît toujours le plus tôt.

Il faut conserver les grappes suspectes enveloppées dans du papier filtre humide en un endroit chaud, en les recouvrant d'une assiette.

Au bout de quelques jours les efflorescences se forment sur les feuilles ou grappes suspectes et révèlent la présence du Mildiou.

67. *Orientation à l'aide du calendrier d'incubation, sans essais.*

Le viticulteur notera dans ce but les pluies un peu abondantes et il ajoutera à la date de la pluie la valeur de la période d'incubation de la saison. La date ainsi obtenue indiquera quand les taches d'huile pourront faire leur apparition. Ainsi le viticulteur pourra effectuer ou répéter à temps le traitement (le sulfatage avec de la bouillie bordelaise conserve son pouvoir fungicide pendant 18 jours). Ainsi lors de la pluie provoquant les efflorescences les conidies trouveront des feuilles protégées.

68. *Orientation à l'aide du calendrier d'incubation et des essais.* A fin de s'orienter des les premières invasions possibles le viticulteur notera les pluies un peu abondantes (à peu près de 10 mm) à la fin d'avril jusqu'à la mi-mai, il ajoutera à ces dates la valeur de la période d'incubation (15 à 18 jours). Ainsi il obtiendra la date à laquelle les taches d'huile causées par les spores d'hiver peuvent faire leur apparition. Il faut aussi prendre en considération si la température a baissé au-dessous de 10 C°, parce qu'au-dessous de cette température il ne faut pas craindre les invasions. Comme on peut provoquer les efflorescences sur les feuilles et grappes atteintes par le Mildiou, avant la formation des taches d'huile, il faudra faire des essais 5 à 6 jours, et 2 à 3 jours avant l'expiration de la période d'incubation probable (avec des feuilles et des grappes) pour voir s'il y a des cas d'infections dans la vigne.

Lorsqu'on rédige le calendrier d'incubation, on peut prendre pour une seule les pluies tombées dans des intervalles de 2 à 3 jours, dans ce cas on doit compter la période d'incubation de la première pluie; à partir de la mi-juin, il faut prendre en considération aussi les petites pluies. Les averses sont les plus dangereuses, c'est surtout les grappes qu'il faut contrôler alors.

69. Quant aux invasions locales le viticulteur doit s'appuyer surtout à ses propres observations, parce qu'un service météorologique central ne peut le renseigner qu'en gros traits sur les changements favorisant l'apparition du *Plasmopara viticola.*

EXPLICATION DES FIGURES.

PLANCHE I.

Forme et disposition des taches d'huile.

Toutes les figures sont reproduites en grandeur naturelle.

Fig. 1. Taches d'huile apparues par un temps humide, les taches se sont développées pour la plupart le long des nervures (cép. *Budai zöld.*)

Fig. 2. Taches d'huile sur le revers de la feuille, couvertes d'efflorescences, ces gazons de conidiophores sont d'un blanc crayeux.

Fig. 3. Taches d'huile formées par un temps sec, à contour net, en zig-zag, à couleur vert sale; le long des nervures les taches commencent à brunir. Cette figure montre aussi des efflorescences qui se forment sur la face de la feuille le long des nervures principales (en deux raies).

Fig. 4. Taches d'huile d'un rouge violet caractérisant le cépage *Kadarka*, vues de la face de la feuille.

Fig. 5. Petites taches d'huile, d'un jaune d'ocre clair, développées par un temps sec sur la face de la feuille; le long des nervures principales elles sont brunies en partie. La figure représente aussi l'infection du voisinage des nervures, parce que sur la feuille, dont la pointe était dressée en bas, les nervures secondaires ont arrêté les gouttes d'eau et les infections sont survenues le long des nervures transversales. Le cas caractérise les cépages à feuilles glabres et surtout le *Nagy-Burgundi.*

Fig. 6. Taches d'huile à bord indécis, d'un jaune d'ocre clair, partiellement brunies. Le desséchement des taches a commencé le long des nervures principales. (*Leányka.*)

Fig. 7. Les taches d'huile déjà desséchées sont disposées en une bande mince le long des nervures principales. (*Nagy-Burgundi.*)

Fig. 8. Fragment de feuille avec des taches complètement brunies, desséchées et perforées.

Fig. 9. Ensuite des troubles de nutrition causés par les taches desséchées le long des nervures: la feuille commence à jaunir, à se dessécher, en même temps elle présente des symptômes précoces du changement de la couleur automnale. (*Oporto.*)

PLANCHE II.

Infection des feuilles, grains et pousses.

Fig. 1. Taches d'huile formées par un temps sec et causées par plusieurs invasions, à contours angulaires, fortement brunies. Les taches brun-foncé ont été causées par la première invasion, les taches brun-clair par la seconde et les taches vert-jaune clair par la troisième. Grand. nat.

Fig. 2. Petites taches d'huile, déjà brunies, formées par un temps très sec. (*Olasz Rizling.*) L'image ressemble à se tromper au dégât causé par l'Anthracnose. Grand. nat.

Fig. 3. Fragment de rafle; les bractées et les glandes perlées qui se trouvent à la base des ramifications et des pédoncules ont arrêté les gouttes d'eau, et dans ces endroits des infections ont eu lieu. Quelques fleurs desséchées ont péri par suite de l'infection, les conidiophores ont apparu sur les étamines. Gross. 5/1.

Fig. 4. Périssement d'une jeune grappe à peine nouée, les conidiophores recouvrent toute la grappe. Grand. nat.

Fig. 5. Attaque des fleurs fermées: *a*) pas encore brunie, *b*) périe, la forme conique des conidiophores est caractéristique. Gross. 10/1.

Fig. 6. Attaque des petits grains: *a*) l'infection s'est faite déjà sur la fleur fermée, mais comme le capuchon s'est détaché à temps, le grain est resté immun, les conidiophores apparaissent seulement dans le sillon du bourrelet et sur le pédoncule, *b*) grain infecté d'un côté, partiellement bruni, cas très caractéristique pour le Mildiou. Gross. 10/1.

Fig. 7. Grappe complètement envahie par le Mildiou, il y a des efflorescences aussi sur le pédicelle. Grand. nat.

Fig. 8. *Taches d'huile sur les grappes*. Grappe entièrement infectée, la couleur jaune de cire correspond à la coloration jaune d'ocre claire des taches d'huile. L'infection s'est faite à travers la rafle, les taches rouge-brun correspondent aux endroits de pénétrations. Grand. nat.

Fig. 9. Grappe en véraison; une partie des grains a pris un teint de plomb, d'un vert livide, l'autre partie a bruni par suite de la sécheresse et est devenue parchemineuse („Lederbeeren" des allemands, „Rot vert" des vignerons français). La destruction est la plus avancée à la pointe de la grappe, parce que c'est là que la plupart des pénétrations a eu lieu. Grand. nat.

Fig. 10. Attaque d'une grappe en maturation, par un temps sec. Les grains ratatinés sont d'une couleur brune rougeâtre ou jaunâtre. L'infection s'est effectuée à travers la rafle et les pédoncules. (Rot brun, Lederbeeren.) Grand. nat.

Fig. 11. *a—e*). Brunissement successif des grains attaqués à travers les pédoncules, par un temps ordinaire. Grand. nat.

Fig. 12. *a—e*). Périssement des grains par un temps sec; le desséchement est partiel. C'est un cas où les infections se sont faites directement sur le grain. Grand. nat.

Fig. 13. *a—b*). Périssement des grains, infection venant du pédoncule. Grand. nat.

Fig. 14. *a—b*). Périssement des grains à partir de l'ombilic. Grand. nat.

Fig. 15. *a—c*). Grains entièrement brunis, desséchés. Grand. nat.

Fig. 16. Irruption du mycèle dans le grain. Le mycèle marqué de rouge avance dans le liber du pédoncule, dans les grains il suit les faisceaux et se propage dans l'endocarpe. Gross. 3/1.

Fig. 17. Le mycèle a déjà détruit la pulpe et les graines, il est répandu aussi sous la pellicule. La baie commence à se dessécher. Gross. 3/1.

Fig. 18. Détachement du grain mildiousé, sur le pédoncule il ne reste pas de pinceau, parce que sur la base du grain les tissus ont péri. Grand. nat.

Fig. 19. Le même cas, mais un peu plus tôt. L'infection s'est faite dans le sillon du bourrelet, la tache brune pentagonale représente la couleur des tissus détruits par le mycèle. Le grain se détache, lorsque tous les tissus qui se trouvent à sa base ont péri, le reste du grain reste sain. Gross. 3/1.

Fig. 20. Coupe longitudinale d'un grain sain, à titre de comparaison. Gross. 3/1.

Fig. 21. Le pinceau qui reste sur le pédoncule lorsqu'on cueille un grain sain. Gross. 3/1.

Fig. 22. à 24. Brunissement d'un grain en véraison infecté artificiellement à travers le pédoncule. Le mycèle arrive dans le grain le long des veines. 23. Le même, état plus avancé. 24. Le même, le grain est complètement desséché. Grand. nat.

Fig. 25. Fragment d'une pousse attaquée par le *Plasmopara*, avec une tache brune à l'endroit de l'infection réussie. Sur la vrille infectée l'efflorescence se présente déjà. Grand. nat.

Fig. 26. Fragment de la même vrille avec des conidiophores. Gross. 5/1.

PLANCHE III.

Disposition et structure des stomates sur la feuille de la Vigne.

Fig. 1. Revers d'un fragment de feuille de 0·04 mm², on y voit la disposition et la forme „des stomates au niveau de la feuille," quelques-uns sont fermés. Sur 1 mm² il y a environ 180 stomates. Zeiss ocul. 5, obj. B. Gross. 185/1.

Fig. 2. Revers d'un fragment de feuille de 0·04 mm², on y „voit des stomates enfoncés." Ils apparaissent angulaires par suite des cellules annexes les recouvrant en partie. Zeiss ocul. 5, obj. B. Gross. 185/1.

Fig. 3. Stomate au niveau de la feuille vu d'en haut. Entre les cellules stomatiques on voit l'entrée du stomate (ostiole) et *l'ouverture proprement dite*. Zeiss ocul. 5, obj. à imm. d'eau DD.* Gross. 540/1.

Fig. 4. Stomate du niveau de la feuille, coupe transversale. Les cellules stomatiques sont fixées dans l'angle supérieure des cellules annexes, mais elles restent au niveau de l'épiderme. Zeiss. ocul. 2, obj. à imm. DD.* Gross. 225/1.

Fig. 5. Stomate enfoncé, coupe transversale. Les cellules stomatiques sont fixées dans l'angle inférieure des cellules annexes, le stomate est donc enfoncé dans l'épiderme et les cellules annexes le recouvrent partiellement. Zeiss ocul. 2, obj. à imm. DD.* Gross. 225/1.

Fig. 6. *a—b*). Stomates enfoncés vus d'en haut: *a*) les cellules annexes recouvrent le stomate tellement qu'on ne voit que la fente proprement dite, *b*) les cellules annexes entourent l'orifice du stomate, qui présente ainsi un contour polygonal. Zeiss ocul. 2, object. à immersion DD.* Gross. 225/1.

Fig. 7. *a—b*). Le même, on voit sous les cellules annexes les contours ovales des cellules stomatiques. Zeiss ocul. 2, obj. à imm. DD.* Gross. 225/1.

Fig. 8. Stomate saillant, coupe transversale. Les cellules stomatiques se trouvent au bout supérieur des cellules annexes fortement développées et sont ainsi soulevées au-dessus de l'épiderme. Zeiss ocul. 2, obj. à imm. DD.* Gross. 225/1.

Fig. 9. Stomate saillant vu d'en haut, les 4 cellules annexes fortement développées sont disposées autour des cellules stomatiques d'une telle façon, qu'il en résulte une forme ressemblant à un papillon. Zeiss. ocul. 2, object. à imm. DD.* Gross. 225/1.

Fig. 10. Stomate saillant avec 6 cellules annexes. Même gross.

Fig. 11. Stomate enfoncé le long d'une nervure, coupe transversale. Sur les flancs de la nervure il y a deux rangées de stomates. Les cellules annexes forment une sorte de col autour des cellules stomatiques. Zeiss. ocul. 2, object. à imm. DD.* Gross. 225/1.

Fig. 12. Le même, les stomates forment une seule rangée sur les flancs, au lieu de deux.

Fig. 13. Stomate à col vu d'en haut (de la crête de la nervure); les cellules annexes présentent les plis radiaux de la cuticule. Zeiss ocul. 4, obj. C. Gross. 265/1.

Fig. 14. Le même, le stomate est fermé. Même gross.

Fig. 15. Stomate à col, on ne voit des cellules annexes à cuticule rayée que sur un côté. Même gross.

Fig. 16. Stomate à col affectant la forme d'un cône. Même gross.

Fig. 17. Disposition des stomates sur la face d'une feuille de grosseur moyenne:

les stomates sont rangées en deux lignes dans le voisinage des nervures principales, on en voit aussi sur le bout des dents. Sur les autres parties du limbe ils font défaut. Grand. nat.

Fig. 18—19. Stomates incomplètement développés sur la face de la feuille près des nervures. Le col est irrégulier. Zeiss ocul. 5, obj. B. Gross. 185/1.

Fig. 20. Stomate situé sur la nervure (revers de la feuille), on les trouve surtout au-dessus de l'endroit de ramification. Zeiss ocul. 5, obj. B. Gross. 185/1.

Fig. 21. Feuille très jeune; sur le revers on trouve déjà le long des nervures des stomates ouverts, les autres ne sont pas encore complètement développés et sont petits. Grand. nat.

Fig. 22. Revers d'une dent d'une feuille jeune avec des stomates en développement, l'ostiole est souvent transversale à l'axe du stomate. Zeiss ocul. 2, obj. B. Gross. 85/1.

Fig. 23. *a—c*). Jeunes stomates sur le revers d'une feuille; *a*) stomate fermé d'une feuille très jeune, les cellules de l'épiderme voisin sont petites; *b*) stomate fermé sur une feuille d'un diamètre de 6 cm, les cellules de l'épiderme sont déjà développées; *c*) état encore plus jeune. *a*) Zeiss ocul. 2. obj. B. Gross. 85/1. *b*) et *c*) Zeiss ocul. 2. obj. D. Gross. 225/1.

Fig. 24. Face d'une dent d'une feuille jeune; les stomates se trouvent seulement sur la pointe de la dent, les petits sont fermés. On voit aussi deux hydathodes. Zeiss ocul. 5, obj. B. Gross. 185/1.

Fig. 25. Stomate de forme arrondie de la face d'une dent. Zeiss ocul. 4, obj. C. Gross. 265/1.

Fig. 26. Base d'un poil déchiré sur la nervure, ressemblant à un stomate. Zeiss ocul. 5, obj. B. Gross. 185/1.

PLANCHE IV.

Les efflorescences et les différentes formes des conidiophores.

Toutes les figures ont été dessinées avec oculaire Zeiss 2, objectif à immersion DD,* grossissement 225-fois.

Fig. 1. Coupe transversale d'une feuille avec les commencements d'une efflorescence. Les hyphes pénétrées dans la chambre sous-stomatique soulèvent l'épiderme en forme d'un cône.

Fig. 2. Les hyphes comprimées apparaissent à l'ostiole du stomate (commencement affectant la forme d'une fraise.)

Fig. 3. Le même, on voit déjà quelques commencements de conidiophores.

Fig. 4. Coupe transversale à travers le bourrelet (le grain est à droite et le pédoncule à gauche), les filaments transpercent les tissus mous du sillon du bourrelet.

Fig. 5. Cas analogue, on voit une seule hyphe grosse qui a déjà produit un conidiophore. Tous les deux cas expliquent l'efflorescence représentée par la figure *a*, de la Planche II.

Fig. 6. et 7. Conidiophores apparus isolément sur le stomate, c'est le type I de l'apparition.

Fig. 8 à 11. Les bouts de hyphes renflent en forme de poire à leur sortie du stomate. (Type II). Les commencements de conidiophore se forment sur ces bouts renflés, on voit aussi la cuticule fendue. Sur les figures 9 et 11 on voit apparaître plusieurs conidiophores sur un bout de hyphe renflé.

Fig. 12 à 13, 15. Bouts de hyphes renflés en forme de massue.

Fig. 14, 16. Commencement de conidiophores articulés, en partie avec des ramifications.

Fig. 17. Conidiophores isolés, au cours du développement ils se renflent au-dessous du sommet. (Type I.).

Fig. 18. Jeunes conidiophores sur des bouts de hyphes renflées en forme d'une fraise. (Type II.).

Fig. 19. Efflorescence volumineuse à beaucoup de branches apparaissant sur des bouts de hyphes pyriformes, plusieurs jeunes conidiophores rampent sur l'épiderme; sur les parties renflées des conidiophores ils se forment d'abord les commencements des branches latérales, les conidies se développent le plus vite aux sommet des conidiophores et des branches latérales.

Fig. 20. Conidiophore de grosseur moyenne (haut de 0·5 mm) avec 4 branches latérales plus grosses et 3 plus petites; on peut encore reconnaître la partie renflée. Sur le stipe du conidiophore il y a deux articulations, l'une se trouve un peu au-dessus du stomate, l'autre en dessous de la première branche, c'est le cas commun. A la base des branches latérales on voit des formations digitiformes (rudiments de stérigmates).

Fig. 21. à 23. Développement du bout des conidiophores, 21. bout effilé, 22. bout recourbé en forme de S, 23. forme ordinaire.

Fig. 24. et 25. Fragment d'une branche avec des stérigmates de développement régulier et 25. disposés en verticille.

Fig. 26. Branche latérale avec des branchelettes et stérigmates opposés.

Fig. 27. et 28. Branches latérales de développement irrégulier, les branches sont en partie très frêles, en partie très épaisses, sur la fig. 28 on voit des stérigmates aussi à la base de la branche. Il est probable que les formations digitiformes qu'on voit sur les autres figures sont des rudiments de stérigmates.

Fig. 29. Pointe fortement renflée d'un conidiophore, les branches et les stérigmates sont épaissis ou palmiformes.

Fig. 30. Bout articulé d'un conidiophore nain, portant de très longs stérigmates.

Fig. 31. Conidiophore nain de la forme d'un éventail avec de long stérigmates et de petites conidies.

Fig. 32. à 34. Conidiophores nains, la fig. 33 rappelle au *Basidiophore.*

Fig. 35. Bout d'un conidiophore nain produisant des *macroconidies.*

Fig. 36. Bout d'un conidiophore produisant deux *mégaloconidies.*

Fig. 37. Conidiophores nains à plusieurs articulations.

Fig. 38. Le bout du conidiophore nain est effilé, dégarni de conidies.

PLANCHE V.

Noyaux du mycèle, des conidies, etc.

Toutes les figures ont été dessinées après des préparations coloriées (avec de la fuchsine phéniquée, puis traitées avec une solution de iode au iodure potassique et décolorées avec de l'eau de Javelle). Excepté les fig. 23, 28 et 29, elles ont été faites avec ocul. 2 Zeiss et obj. à imm. homog. $^{1}/_{12}$. Gross. 520/1.

Fig. 1. Dans les hyphes d'une pelotte conique se trouvant dans la chambre sous-stomatique et formée de filaments minces, les noyaux se concentrent dans les bouts de filaments. Dans les noyaux des cellules de la vigne on voit aussi les nucléoles.

Fig. 2. Les noyaux pénètrent avec le plasme dans les commencements de conidiophores.

Fig. 3 et 4. Jeunes commencements de conidiophores isolés, avec des noyaux fusiformes.

Fig. 5. Type général des commencements de conidiophores montrant le gonflement de la partie située au-dessous du sommet. Une partie du filament de la pelotte est

visible comme la continuation du renflement basal du conidiophore. Les noyaux en train de division sont courbés en fer à cheval, en général ils sont disposés en spirale en suivant la disposition des fibres du plasme.

Fig. 6. Le même, au milieu du conidiophore le plasme est moins dense. Dans la partie inférieure du conidiophore on voit des noyaux en train de division.

Fig. 7. Sur la partie renflée du conidiophore les commencements des branches latérales apparaissent comme des petites proéminences munies des noyaux. Au milieu du conidiophore jeune il y a des noyaux fortement allongés, disposés en spirale.

Fig. 8. Les branches latérales des conidiophores s'allongent, à leur bout il y a 1 à 2 conidies; dans la partie inférieure du conidiophore il y a du plasme moins dense, avec des vacuoles et quelques noyaux parsemés.

Fig. 9 à 10. Stérigmate divisé en 3 parties d'une branche latérale, dans les commencements de conidies il y a du plasme moins dense. 10. Stérigmates en évolution sur une branche latérale, cette dernière et le stipe du conidiophore sont encore remplis de plasme dense, on remarque aussi la grande quantité des noyaux.

Fig. 11. Le même dans un stade plus avancé, le plasme (stratifié) pénètre dans les conidies en voie de développement, par endroits le noyau est déjà dans la gorge du stérigmate.

Fig. 12: Fragment d'une branche plus développée avec plusieurs stérigmates et des conidies en voie de croissance, on voit pénétrer les noyaux fusiformes ou allongés.

Fig. 13. Stérigmates portant des conidies à demi développées. Le plasme des conidies a une apparence stratifiée, les noyaux s'y trouvent déjà.

Fig. 14. Conidies fermées, ayant atteint les $^2/_3$ de leur grosseur définitive, avec un noyau en train de se diviser, le plasme est déjà finement granulé. A la base des conidies on voit le bouchon de callose. Les stérigmates et la branche mère se sont vidés.

Fig. 15 et 16. Développement des macroconidies, début; fig. 16 représent un stade plus avancé, les noyaux ont déjà émigré, le plasme est strié, dans la branche il est moins dense.

Fig. 17. *Mégaloconidie* développée seule sur un conidiophore nain, elle est pleine de plasme finement granulé et de nombreux noyaux; dans le bout inférieur du conidiophore le plasme est moins dense.

Fig. 18. Stipe d'un conidiophore entièrement développé, avec deux cloisons, interrompu au milieu à cause de sa longueur. La base est renflée, à membrane épaisse et communique par un canal étroit avec la hyphe mince qui l'a produite. Dans le stipe du conidiophore il n'y a plus que peu de plasme et quelques noyaux péris.

Fig. 19. Stipe d'un conidiophore nain vidé avec plusieurs articulations.

Fig. 20 à 21. Stérigmates après la fructification avec des cloisons de callose.

Fig. 22. Conidiophore nain avec une cloison de callose voûtée sous les stérigmates.

Fig. 23. Phases différentes de la division des noyaux observées dans les hyphes du mycèle et les conidies. Par endroits on voit aussi le nucléole, le cas régulier est représenté par les figures à gauche, d'en haut. Zeiss. ocul. 5, obj. à imm. $^1/_{12}$". Gross. 1180/1.

Fig. 24. *a—g*). Développement des conidies avec la structure du plasme et la division des noyaux, *a*) commencement de conidie avec du plasme aqueux, *b*) conidie en voie de croissance avec du plasme stratifié, le noyau se trouve déjà dans la gorge du stérigmate, *c*) la conidie remplie avec du plasme à couches pliées contient un noyau, *d*) dans la conidie, qui a atteint $^2/_3$ de sa grosseur définitive et qui s'est déjà fermée, le noyau se divise, *e*) les 2 noyaux se retirent vers la base et le sommet de la conidie, dans le plasme ils se forment de petites vacuoles, *f*) les deux noyaux se

divisent de nouveau, les vacuoles se multiplient et deviennent plus grosses, *g*) deux des noyaux se divisaient de nouveau et maintenant il y a six noyaux dans la conidie.

Fig. 25. Une grosse conidie avec 9 noyaux.

Fig. 26. Macroconidie avec 14 noyaux. Le plasme a une structure nettement réticulée.

Fig. 27 *a—h*). Changement de la structure du plasme et formation des zoospores dans des conidies conservées dans une atmosphère saturée d'humidité ou dans de l'eau, *a—e*) le plasme devient réticulé par les nombreuses et grosses vacuoles, si l'on examine les conidies remplies de plasme écumeux dans de l'eau sans coloration, elles paraissent contenir des gouttes d'huile, *f—g*) le plasme se condense autour les noyaux, *h*) fragmentation complète du plasme et différenciation parfaite des zoospores, chaque zoospore a reçu un noyau.

Fig. 28. Zoospores coloriées d'après la méthode de Zettnow. Les cils partent d'ordinaire du bout effilé de la zoospore, quoique nous n'avions pu établir si les deux petits points refringents qu'on observe au-dessous de la trompe de la zoospore soient les points d'attache des cils. Les cils sont représentés dans la position qu'ils ont occupé après le traitement, les zoospores se sont contrahés. Zeiss ocul. 4, obj. à imm. hom. $^{1}/_{12}$". Gross. 980/1.

Fig. 29. Zoospores coloriées avec de la fuchsine phéniquée. Le plasme est finement granulé et très aqueux, les grains plus gros occupent les noeuds du réseau, la couche membraneuse est mince; les vacuoles sont de grosseur variée, les cils ne se sont pas coloriées. Même gross.

Fig. 30. Hyphes de mycèle, du liber d'une vrille. Le plasme est aqueux à structure réticulée, avec plusieurs gros grains aux noeuds, par endroits il est fibreux. La disposition des noyaux n'est pas uniforme. Les suçoirs sont épars ou en groupes. La gaîne de callose des suçoirs se voit surtout sur leur stipe.

Fig. 31. Filament mince à branche effilée avec des noyaux disposés en chapelet.

Fig. 32. Filament de mycèle pénétrant entre les cellules du liber, il déplace les cellules en dissociant la matière de la lamelle moyenne. Dans les cellules du liber on voit des noyaux fusiformes, un des noyaux est en division.

Fig. 33. Hyphes provenant de la moëlle et du liber d'une vrille.

Fig. 34. *a—d*). *Plasmopara viticola*: *a*) suçoir gros, à membrane épaisse, *b*) à tige longue, *c*) avec une grosse vacuole, *d*) avec des vacuoles disposées en forme d'étoile. L'épaisseur de la gaîne de callose varie aussi.

Fig. 35. Fragment d'une hyphe vidée, la hyphe contient une couche pariétale très mince de plasme et quelques noyaux.

PLANCHE VI.

Forme et germination des conidies et différentes variétés du mycèle.

Les figures 1 à 6 ont été dessinées sur du matériel vivant, dans de l'eau, les figures 7 à 26 d'après des préparations macérées (les hyphes sont vides) et les figures 27 à 28 d'après des coupes minces.

Fig. 1 à 6. Zeiss, ocul. 4, obj. à imm. DD.* Gross 420/1.
„ 7 „ 25. „ „ 3, „ „ „ „ „ 325/1.
„ 26 „ 28. „ „ 2, „ „ „ „ „ 225/1.

Fig. 1. *a—l*). Diverses formes de conidies. *a*) conidie de grosseur moyenne, à plasme finement granulé, c'est la forme la plus fréquente, *b*) conidie de la forme d'un citron, avec opercule bien développé, *c*) petite conidie triangulaire avec deux zoospores,

avec un opercule plat, *d*) petite conidie jeune, *e*) conidie de la forme d'un citron, *f*) conidie arrondie avec opercule saillant, *g*) macroconidie triangulaire, *h*) macroconidie pyriforme avec 11 zoospores, *i*) conidie périe à plasme contrahé, *j*) conidie périe avec du plasme contrahé, *k*), *l*) conidies péries, collabées.

Fig. 2. *a—g*). Germination des conidies avec des zoospores, *a*) conidie à plasme finement granulé, *b*) la granulation en est grossière, *c*) le plasme est fragmenté, *d*) les zoospores se sont formées, *e*) l'opercule s'est détaché et les zoospores sont en train de s'échapper, *f*) les zoospores sortent de la conidie, l'opercule détaché est près de la conidie, *g*) une zoospore est fortement resserrée en taille, elle ne peut pas sortir à travers l'orifice.

Fig. 3. Diverses formes de zoospores.

Fig. 4. *a—b*). Germination des zoospores. Le gros renflement vésiculaire arrondi qui se forme sur le tube représente une spore secondaire.

Fig. 5. Germination des conidies par renouvellement; le plasme quitte en entier la conidie.

Fig. 6. *a—b*). *a*) Macroconidies germant avec tube; le tube germinatif est plié, il présente parfois des ramifications, *b*) conidies ordinaires avec tube germinatif, leur membrane est épaisse, le plasme est d'une teinte brunâtre.

Fig. 7. *a—d*). Pénétration des zoospores dans les stomates du revers de la feuille, *a—c*) pénétration de 1—3—5 zoospores dans un stomate, *d*) pénétration de 17 zoospores dans un stomate.

Fig. 8. La spore secondaire de la zoospore pénétrée (mycèle de 24 heures) a poussé un suçoir.

Fig. 9. Mycèle de 48 heures; les tubes ont pénétré à travers le stomate à gauche (on a omis les zoospores pour plus de simplicité), quatre de ces tubes se sont dirigés sous le stomate voisin, et y ont formé de nouveaux renflements.

Fig. 10. Pénétration de 48 heures, le tube germinatif est devenu une hyphe forte.

Fig. 11. Filaments de mycèle serpentant dans les méats du tissu lacuneux de la feuille.

Fig. 12. Fragment de mycèle à filaments renflés au-dessous des ramifications.

Fig. 13. Pelotte vue d'en haut, les hyphes poussent des filaments fins vers l'ostiole du stomate, qui se transforment, ensuite en conidiophores.

Fig. 14 et 15. Fragment de mycèle vésiculaire (coralloïde), à l'un des bouts se trouve une petite pelotte, 15. pelotte plus grosse.

Fig. 16. Mycèle vésiculaire (coralloïde), formé par un temps humide et composé de hyphes irrégulièrement gonflées. A l'un des bouts, il y a un renflement considérable avec de nombreux suçoirs.

Fig. 17. Pelotte double soudée.

Fig. 18. Pelotte de forme irrégulière, au sommet on voit les commencements des filaments d'éruption disposés en forme d'étoile.

Fig. 19. Grosse pelotte régulière, état initial.

Fig. 20. Pelotte régulière, de forme octaèdre, sous un stomate, vue de côté.

Fig. 21 et 23. Commencements de pelottes d'éruption en forme d'étoile sur un bout de hyphe renflé vésiculairement et sur un fragment de mycèle irrégulièrement renflé („coralloïde").

Fig. 22. Pelotte de forme régulière parallèle à la surface de la feuille, les filaments d'éruption se dirigent vers le stomate en se pliant.

Fig. 24. Hyphes avec des branches effilées dans la pulpe.

Fig. 25. Hyphes comprimées en lamelles dans l'écorce d'un sarment aoûté.

Fig. 26. Formation par ramification de fausses fusions.

Fig. 27. Mycèle dans le rayon médullaire du sarment; dans la partie supérieure droite de la figure les filaments sont tellement comprimés, que leur présence n'est révélée que par la rangée des suçoirs. Dans d'autres endroits les filaments pénétrés entre les cellules en enfoncent les parois.

Fig. 28. Mycèle dans le liber mou d'un sarment aoûté, le mycèle a aussi pénétré dans l'intérieur d'une cellule, il y adhère aux parois et a poussé de nombreux suçoirs. En bas on voit un gros suçoir à membrane épaisse.

PLANCHE VII.

Pénétration des zoospores, développement du mycèle et des pelottes produisant les conidiophores.

Les figures ont été dessinées avec ocul. Zeiss 3, obj. à imm. DD*, gross. 325/1 (les fig. 6, 7 et 9 exceptées). Toutes les figures sont faites d'après des préparations coloriées, obtenues par le procédé Mangin, modifié par nous.

Fig. 1 et 2. *Mycèle de 24 heures*, épiderme du revers de la feuille avec les zoospores pénétrées et les spores secondaires développées dans les chambres sous-stomatiques. Les spores secondaires bourgeonnent et produisent des filaments, les suçoirs sont bien visibles.

Fig. 3. et 4. *Mycèle de 48 heures;* 5 zoospores ont pénétrées dans un stomate, deux des hyphes formées des spores secondaires se sont renflées de nouveau dans la chambre du stomate voisin; la fig. 4. représente des hyphes droites et ramifiées.

Fig. 5 *a—d*). Tissus d'un fragment de feuille rendu transparent, dessinés dans l'ordre de leur succession à l'aide de la chambre claire. *a)* Épiderme du revers de la feuille avec les zoospores pénétrées, *b)* tissu lacuneux, les spores secondaires poussent des filaments, *c)* pénétration des filaments dans le tissu en palissade, *d)* épiderme de la face de la feuille, vu de l'intérieur, un filament rampe au-dessous.

Fig. 6. Propagation du mycèle dans la jeune tache d'huile. La figure représente une petite partie de la tache, les hyphes arrivent du coin supérieur droit de la figure et s'accumulent le long des nervures, y produisent des pelottes, puis les branches fines passent, surmontent la nervure et se répandent dans le champ voisin, où le même phénomène se répète. C'est ainsi que se propage le mycèle et qu'il cause la tache d'huile. Zeiss ocul. 2, obj. B. Gross. 80/1.

Fig. 7. Pénétration des zoospores sur coupe idéale. Le mince tube se renfle en spore secondaire dans la chambre sous-stomatique, pousse un suçoir, puis continue son chemin. Deux filaments se dirigent vers les cellules du tissu en palissade; c'est le cas ordinaire. Zeiss ocul. 2, obj. DD*. Gross. 225/1.

Fig. 8. Pelottes dans les chambres sous-stomatiques, revers de la feuille, vu d'en haut.

Fig. 9. Profil d'une pelotte sur coupe transversale d'une feuille. Les hyphes accumulées en forme d'un cône dans la chambre sous-stomatique poussent de minces filaments (commencements des conidiophores) vers l'ostiole du stomate. Zeiss ocul. 2, obj. à imm. DD.* Gross. 225/1.

Fig. 10. Ramification frangée du mycèle périphérique se propagant sous l'épiderme de la vrille (et de la pousse). Quelques branches sortent à travers les stomates, les autres se propagent spiralement sous l'épiderme et produisent de nouveau des formations frangées („palmettes"), lorsqu'elles rencontrent des faisceaux sclérenchymateux.

Fig. 11. Formations frangées pénétrant sous l'épiderme des nervures de la feuille, les branches fines se fortifient après avoir surmonté la nervure.

PLANCHE VIII.

Les dessins ont été faits avec Zeiss ocul. 2, obj. à immersion à eau DD*. — Gross. 225/1, — la fig. 1. exceptée.

Fig. 1. Fragment de feuille traité à l'hydrate de chlorale, vu du revers: on voit la propagation du mycèle et les commencements de conidiophores sur les stomates. Zeiss ocul. 3, obj. B. Gross. 125/1.

Fig. 2. Stomate à col (sur le pédicelle) péri, les filaments n'ont pu sortir et ont, par conséquent, soulevé la partie de l'épiderme autour du stomate.

Fig. 3. Stomate ordinaire (pousse verte), les cellules annexes sont plus petites que les cellules de l'épiderme.

Fig. 4. Filaments de mycèle portant des suçoirs pyriformes, à longue tige, dans la pulpe d'un grain.

Fig. 5. Hyphe très épaisse dans la pulpe d'un grain, les bouts effilés des branches pénètrent entre les parois des cellules.

Fig. 6. Formation frangée, dans la pulpe.

Fig. 7. Propagation du mycèle dans la pulpe d'un jeune grain, au milieu on voit les commencements d'une petite pelotte.

Fig. 8 à 10. Filaments présentant des branchelettes digitiformes, dans la pulpe d'un grain. On peut les considérer comme des pelottes arrêtées dans leur développement, ou comme des commencements d'organes de reproduction sexuelle (fig. 9)?

Fig. 11. Oogonies dans la feuille, par endroits elles sont entourées de plusieurs filaments renflés, on ne peut plus reconnaître les anthérides.

PLANCHE IX.

Les figures ont été dessinées d'après des coupes faites sur du matériel frais.

Fig. 1. Coupe longitudinale d'une partie de pédoncule (jusqu'au liber mou). Les hyphes de mycèle, d'épaisseur variable, suivent la direction de l'axe de l'organe, elles sont resserrées dans de courts intervalles et portent de nombreux suçoirs serrés. Zeiss ocul. 2, obj. à imm. DD.* Gross. 225/1.

Fig. 2. Coupe longitudinale d'un grain en véraison attaqué par le *Plasmopara*, pour montrer la distribution du mycèle. Gross. 10/1.

Fig. 3. Efflorescence sur la vrille (coupe transversale). Les pelottes touchées par la coupe, décèlent une structure pséudoparenchymateuse. Une hyphe se propage sous l'épiderme (mycèle périphérique). Notons encore que les conidiophores portent des branches déjà à leur base. Zeiss ocul. 2, obj. DD.* Gross. 225/1.

Fig. 4. Coupe longitudinale d'une vrille, les hyphes sont variqueuses, nouées. Sous l'épiderme elles soulèvent ce tissu (poche). Même gross.

Fig. 5. Section transversale d'une feuille, les filaments ont transpercé le tissu en palissade et se répandent aussi sous l'épiderme supérieur. Même gross.

Fig. 6. Efflorescences sur les stomates du talus d'une nervure principale d'une feuille.

Fig. 7. Coupe longitudinale de l'écorce d'une pousse verte. Les filaments se répandent dans le parenchyme de l'écorce et entre l'épiderme et l'hypoderme collenchymateux. Ils soulèvent le stomate en forme d'un cône. Même gross.

Fig. 8. Coupe transversale d'une jeune pousse verte, on y voit la propagation du mycèle. Les filaments évitent les faisceaux sclérenchymateux et pénètrent dans la moëlle à travers les rayons médullaires. Rarement ils envoyent aussi des branches dans le bois et le liber. Gross. 5/1.

Fig. 9. Coupe longitudinale schématique d'un bourgeon d'hiver attaqué. Le mycèle

est arrivé dans le bourgeon à travers le sarment et s'est répandu surtout dans les écailles. On voit de nombreux conidiophores, les poils ne sont pas représentés pour plus de clarté. Une partie du cône végétatif est encadré, cette partie est représentée à un grossissement plus fort sur la figure 11. Le mycèle s'est aussi répandu sous le diaphragme du sarment. Gross. 10/1.

Fig. 10. Conidiophores rudimentaires du bourgeon précédent: *a)* le deuxième (à gauche) ne porte des branches que sur un côté, *b)* sur les branches (en partie palmiformes) les stérigmates ont l'air d'ongles, *c)* conidiophore très allongé, à ramification dichotomique, *d)* conidiophore à ramification ombelliforme. Zeiss ocul. 2, obj. à imm. DD.* Gross. 225/1, réduit de $^1/_4$.

Fig. 11. Partie encadrée de la figure 9, par un grossissement plus fort. Coupe longitudinale d'un fragment du cône végétatif et de la première écaille. Les filaments vont parallèlement à la surface de l'écaille, sous la voûte formée par la feuille on voit des efflorescences, des conidiophores pénétrés et des conidies détachées. Même gross.

LITTÉRATURE.

I.

Ouvrages sur l'infection.

1. PICHI, PICO: Sull' infezione peronosporica della vite. Atti della Società Toscana di Scienze Naturali. 4 luglio 1886.
2. — — Poche parole sull' infezione peronosporica delle viti. La Rivista. Periodico quindicinale di viticoltura, enologia ed agraria. Conegliano. Anno XVIII. Serie V. No. 1. 1912. 16—18.
3. MILLARDET, A. et GAYON, U.: Recherches sur les effets des divers procédés de traitement du Mildiou par les composés cuivreux. Bordeaux, 1887. 1—63.
4. MILLARDET, A.: Nouvelles recherches sur le développement, et le traitement du Mildiou et de l'Anthracnose. Paris-Bordeaux. 1887. 1—89.
5. RUHLAND, W. von und FABER, F. C. von: Zur Biologie der Plasmopara viticola. Bericht über die Tätigkeit der Kais. Biol. Anstalt für Land- und Forstwirtsch. im Jahre 1908. Heft 8. 1909. 19—21.
6. MÜLLER-THURGAU, H.: Infektion der Weinrebe durch Plasmopara viticola. Centralblatt f. Bakteriologie. II. Abt. 29. 1911. Heft. 23/25. 638—695.
7. — — Comment la vigne est-elle infectée par le Mildiou? Revue de Viticulture. 18e Année. 36. 1911. 405—410. L'Oenophile. 18e Année. 1911. 139—141, 169—170. 19e Année. 1912. 9—11.
8. — — Die Ansteckung der Weinrebe durch Plasmopara (Peronospora) viticola. Schweiz. Zeitschr. für Obst- und Weinbau. XX. 1911. No. 14. 24. Juli. 1—7, Mitteilungen über Weinbau und Kellerwirtschaft. 23. Jahrg. 1911. No. 9. 194—200.
9. — — Schutz der Rebe gegen die Ansteckung durch Plasmopara (Peronospora) viticola. Schweiz. Zeitschr. für Obst- und Weinbau. XX. 1911. No. 21. 337—343. Der Weinbau. XI. 1912. No. 1. 9—12. Mitteilungen über Weinbau und Kellerwirtschaft. 24. 1912. Febr. No. 2. 23—28.
10. ISTVÁNFFI GY. és PÁLINKÁS GY.: Essais d'infection avec le Mildiou. Borászati Lapok. 43. 1911. No. 32, le 6 août, 557 à 559, No. 33, le 13 août 576 à 577, No. 34, le 20 août, 591 à 592, No. 35, le 27 août, 606 à 607, No. 36, le 3 sept. 621 à 622, No. 37, le 10 sept. 637 à 639 (en hongrois).
11. FAES, H.: Nouvelles recherches sur le développement et traitement du Mildiou. Revue de Viticulture. 18e Année. 36. 1911. No. 933. 2 Nov. 489—493, 9 Nov. No. 934. 517—524, 16 Nov. No. 935. 545—550.
12. Réédité: Lausanne. 1911. 1—16., et Bull. Murithienne. 37. 1912. 103—126.
13. RAVAZ, L. et VERGE, G.: Sur le mode de contamination des feuilles de vigne par le Plasmopara. Comptes Rendus de l'Académie des Sciences. 153. 1911. No. 26. 1502—1504.

14. ISTVÁNFFI GY. Etudes sur le Mildiou. M. kir. Ampelologiai Intézet Évkönyve. IV. (1910.) 1911. 327—354 (en hongrois).

15a. ISTVÁNFFI, GY. von und PÁLINKÁS, GY.: Infektionsversuche mit Peronospora. Centralblatt für Bakteriologie. II. Abt. 32. 1912. (Febr.) No. 20/25. 551—564.

15b. ISTVÁNFFI, GY. de et PÁLINKÁS, GY.: Essais d'infection avec le Mildiou. L'Oenophile. Bordeaux. 19e Année. 1912. No. 10. (Nov.—Déc.) 217—227.

16. RAVAZ, L. et VERGE, G.: Sur le mode de contamination des feuilles de vigne par le Mildiou. (Plasmopara viticola). Le Progrès Agricole et Viticole. 29e Année. 1912. No. 1. 6—10.

17. — — Sur la contamination de la vigne par le mildiou. Ibid. No. 4. 99—100.

18. — — Influence de la température sur la germination des conidies du Mildiou. Ibid. No. 6. 170—177.

19. — — Mildiou, sur le temps nécessaire à la contamination. Ibid. No. 7. 195—196.

20. — — Sur les conditions d'apparition des conidiophores („taches blanches") du Mildiou. Influence de la température. Ibid. No. 10. 296—300.

21. — — Conditions de développement du Mildiou. Influence de l'humidité de l'air et du cépage. Ibid. No. 15. 455—461.

22. — — Conditions de développement du Mildiou. Température nécessaire à la contamination. Ibid. No. 16. 485—488.

23. — — Sur la contamination de la grappe par le Mildiou. Ibid. No. 19. 581—584.

24. — — Les conditions de développement du Mildiou de la Vigne. (Recherches expérimentales). Montpellier 1912. 1—61.

24* — — La germination des spores d'hiver de Plasmopara viticola. Comptes Rendus de l'Acad. des Sciences. 156. No. 10. (10 Mars) 1913. 800—802.

25. PERRAUD, J.: Nouvelles recherches sur la contamination du Mildiou et ses traitements. Revue agricole, viticole et horticole des régions du Centre de l'Est et du Sud-Est. 10me Année 1912. No. 111. 25 Mars. 57—65. No. 112. 25 Avril. 85—95.

26. ISTVÁNFFI GY. és PÁLINKÁS GY.: Recherches ultérieures sur le développement du Mildiou de la Vigne, en considérant l'utilisation dans la pratique de la période d'incubation. Borászati Lapok. 44. 1912. No. 32. le 4 août, 515—517, No. 33. le 11 août, 528—529, No. 34. le 18 août, 540—542, No. 35. le 25 août, 553—554, No. 36. le 1 sept., 564—565, No. 37. le 8 sept., 577—578, No 38. le 15. sept., 590—591, No. 41. le 6 oct., 632—633.

27. GREGORY, C. T.: Spore germination and infection with Plasmopara viticola. Phytopathology. II. No. 6. Dec. 1912. 235—249. 7 fig.

II.

Travaux d'ordre général.

28a. FISCHER, I.: Von der Peronospora und ihrer Bekämpfung. Mitt. über Weinbau und Kellerwirtschaft. 23. 1911. No. 7. 164—168.

28b. — — Zur Bekämpfung der Blattfallkrankheit. Mitt. über Weinbau und Kellerwirtschaft. 23. 1912. No. 5. 72—74.

29. PORTELE, K.: Zur Infektion der Weinreben durch die Peronospora. Allgemeine Weinzeitung. 28. 1911. No. 31. 330—331.

30. LARUE, P.: Essais d'infection par le mildiou en Hongrie. Revue de Viticulture. 19e Année. 1912. No. 954. 416—418.

31. MÜLLER, KARL: Die neuesten Forschungen über die Biologie und Bekämpfung der Peronospora-Krankheit der Reben. Mitt. d. Deutsch. Weinbau-Ver. 7. 1912. No. 4. 120—131.
32. STUMMER, A.: Was lehren die neuesten Ergebnisse der Peronosporaforschung. Allgemeine Weinzeitung. 29. 1912. No. 11. 121—123.

III.

Travaux concernant la morphologie et la biologie du Plasmopara.

33. BABO, A. Frhr. von und MACH, E.: Handbuch des Weinbaues und der Kellerwirtschaft. III. Aufl. I. ii. 1910. 1076.
34. CLINTON, G. P.: Downy Mildew, or Blight, Peronoplasmopara cubensis (B. et C.) Clint., of Musk Melons and Cucumbers. Agric. Exp. Stat. Rep. 1904. 329—362. Pl. 29—31.
35. CORNU, M.: Le Mildew, Peronospora des vignes (Peronospora viticola, Berk. et Curt.). Comptes Rendus de l'Acad. des Sciences 6. Déc. 1880.
36. — — Observations sur le Phylloxera et sur les parasitaires de la vigne. Étude sur les Peronosporées. II. Le Peronospora des vignes. Institut de France. Acad. des Sciences. 1882. 1—19. Pl. I—IV.
37. CUBONI, G.: Communicazioni del Direttore della R. Stazione di patologia vegetale sulla „peronospora" entro le gemme della vite. Bollet. di Notizie Agrarie. Ministero di Agricolt. Ind. e Comm. Roma. 1891. 736—738.
38. — — Le mycélium du Peronospora dans les bourgeons de la vigne. 1891. (traduit par Picaud). (Voir Viala, Les maladies de la vigne. 1893. 151.)
39. FARLOW, W. G.: On the american grape-vine Mildew. Bull. of the Bussey Institution. 1876. 415—425. Pls. 2—3. (Voir Duggar, Fungous diseases of plants, 1909.)
40. ISTVÁNFFI Gy.: Sur l'hivernage du Mildiou de la Vigne. Növénytani Közlemények. III. 1904. Nos. 1—2. 74—77. avec 3 fig. (en hongrois).
41. — — Sur la perpétuation du Mildiou de la Vigne. Comptes Rendus de l'Acad. des Sciences. 138. 1904. 17 Mars. 643—644. et réimprimé dans la Revue de Viticulture 31. 1904. No. 535. 312.
42. — — Sur les dégâts des grappes causés par le Mildiou. Budapest. 1908. 1—21. (en hongrois).
43. — — L'attaque des inflorescences de la Vigne par le Mildiou et le traitement. M. kir. Ampelologiai Intézet Évkönyve. III. (1908) 1909. 47—61 (en hongrois).
44. — — Le Mildiou comme ravageur des grains. Orsz. Borászati Kongresszus Jegyzőkönyve. Versecz. 1910. 12—18. (en hongrois).
45. — — Nos nouvelles recherches concernant la biologie du Mildiou, au point de vue du traitement. Előadások a szőlészet és borászat köréből. III. 1912. 51—64. (en hongrois).
46. LAURENT, J.: Les conditions physiques de résistance de la vigne au Mildew. Comptes Rendus de l'Acad. des Sciences. 152. 1911. No. 2. 9 Janv. 103—106.
47. LÜSTNER, G.: Über die diesjährige Peronospora-Epidemie an der Mosel. Ber. d. kg. Lehranstalt f. Wein-, Obst- und Gartenbau. (1905.) 1906. 106—117.
48. — — Ein Beitrag zur Biologie der Plasmopara (Peronospora) viticola. Ibidem (1907.) 1908. 327.
49. MANGIN, L.: Sur le mécanisme de la désarticulation des conidies chez les Peronosporées. Bull. de la Société Botanique de France. 38. 1891. 1—12. Pl.

50. MANGIN, L.: Recherches sur les Peronosporées. Soc. Hist. Nat. Autun. VIII. 55—108. Pl. X—XI.
51. MILLARDET, A. et GAYON, U.: De l'action qu'exerce le mélange de chaux et de sulfate de cuivre sur le Mildiou. Journal d'agriculture pratique. 1885. Numéro du 12 novembre. (Réédité dans 3. Recherches sur les effets des divers procédés de traitement du Mildiou par les composés cuivreux. Bordeaux, 1887 15—72.)
52. PICHI, P.: Una nuova forma di peronospora nel pedunculo dei giovani grappoli. Conegliano, 1894.
53. — — Une nouvelle forme de Mildiou dans le pédoncule des jeunes grappes. Rot-brun. Revue de Viticulture, 2. 1894. No. 29. 489 sq.
54. PRILLIEUX, ÉD.-E.: Maladies des plantes agricoles. Paris 1895. I. 104.
55. SPESCHNEW, N.: Besondere Myceliumform von Plasmopara viticola B. et Det. Monit. du Jardin Bot. de Tiflis. Livr. 2. 1906. 1—2.
56. VIALA, P.: Les maladies de la vigne. 3e éd. 1893. 93—94.
57. WÜTHRICH, E.: Ueber die Einwirkung von Metallsalzen und Säuren auf die Keimfähigkeit der Sporen einiger verbreitetsten parasitischen Pilze unserer Kulturpflanzen. Zeitschr. f. Pflanzenkrankh. II. 1892. 16—31, 81—94.

IV.

Invasions. — Temps.

58. BARBUT, G.: Le Mildiou en 1912. Le Progrès Agricole et Viticole. 29. 1912. No. 46. 595—599, 614—625.
59. CAPUS, J.: Le Black Rot et le Mildiou. Invasions et traitement. Revue de Viticulture. 10e Année. 20. 1903. No. 500. 70—74.
60. — — Les invasions du Mildiou en 1910. Ibid. 18e Année, 35. 1911. No. 913. 693—698, No. 914. 725—729, No. 915. 757—763. 18e Année. 36. 1911. No. 917. 39—42.
61. CAPUS, J. et BAILLY, M.: Les invasions du Mildiou en 1911. Ibid. 18e Année. 36. 1911. No. 920. 129—132.
62. CAPUS, J.: Les invasions du Mildiou en 1911. Ibid. 19e Année. 37. 1912. No. 958. 568—571.
63. CAZEAUX—CAZALET, G.: Le Black Rot et le Mildiou. Ibid. 8e Année. 15, 1901. No. 391. 649-652, No. 392. 677—679. 8e Année. 16. 1901. No. 396. 68—71. No. 408. 393—397, No. 409. 419—424, No. 410. 452—458.
64. CHAPPAZ, G.: Un exemple de prévision d'une attaque de Mildiou. Le Progrès Agricole et Viticole. 29e Année. 1912. No. 22. 673—675.
65. CROUZAT, L.: Remède au Mildiou? Ibid. 29e Année. 1912. No. 27. 8—9.
66. GERNECK, R.: Einfluss der Witterung auf das Auftreten der Peronosporakrankheit der Reben. Weinbau und Weinhandel. 30. 1912. No. 18. 199—200.
67. ISTVÁNFFI GY.: La lutte contre le Mildiou. Borászati Lapok. 43. 1911. No. 1. 4—5., No. 2. 26—27., No. 3. 43—44., No. 4. 58—59. (en hongrois).
68. — — Observations faites pendant l'épidémie de Mildiou de 1910. Előadások a szőlészet és borászat köréből. II. 1911. 102—118. (en hongrois).
69. — — Les résultats de l'enquête concernant l'épidémie de Mildiou de 1910. M. kir. Ampelologiai Intézet Évkönyve. IV. (1910.) 1911. 223—258. (en hongrois).
70. ISTVÁNFFI, GY. et SÁVOLY, F.: Recherches sur les rapports entre le temps et le Mildiou en Hongrie. Congrès International de Viticulture. Montpellier. 1911. 1—13.

71. ISTVÁNFFI GY.: Sur l'état actuel de la lutte contre le Mildiou. Homoki Gazda. VI. 1912. No. 10. 9—10., No. 11. 1—2., No. 12. 1—7. (en hongrois).
72. KRANKOFF, I.: Sur la contamination de la vigne par le mildiou. Le Progrès Agricole et Viticole. 29e Année. 1912. No. 11. 334—335.
73. LÜSTNER, G.: Neuere Erfahrungen bei der Bekämpfung der Peronospora. Congrès International d'Agriculture. 1907. Referat 2/a. Sektion X.
74. — — Untersuchungen über die Peronospora-Epidemien der Jahre 1905 und 1906. Bericht der kgl. Lehranstalt für Wein-, Obst und Gartenbau 1906. (1907.) 119. sq.
75. MOUNEYRÈS, G.: Sur la propagation du Mildiou. Le Progrès Agricole et Viticole. 29e Année. 1912. 30. 100—110., 397—406., 426—434., 457—465.
76. PACOTTET, P.: Étude des invasions du Mildiou. Revue de Viticulture. 14e Année. 27. 1907. No. 697. 453—457, No. 699. 515—519.
77. PÓSCH K.: Les causes et les conséquences de l'épidémie de 1912. Borászati Lapok. 36. 1903. Le 1 févr. 75—76. (en hongrois).
78. SAJÓ K.: Meteorologische Ansprüche von Oidium Tuckeri und Peronospora viticola. Zeitschr. f. Pflanzenkrankh. 11. 1901. 92—95.
79. SÁVOLY F.: Les exigences météorologiques du Mildiou. Borászati Lapok. 44. 1912., No. 30. le 21. Juill. 493—394., No. 31. le 28 Juill. 506—507. (en hongrois).
80. — — Über die Lebensansprüche der Peronospora der Rebe an die Witterung. Centralblatt f. Bakteriologie. II. Abt. 35. 1912. 466—472.

V.

Traitement.

(Concernant surtout le sulfatage du revers de la feuille.)

81. BEBBER, A.: Das Bespritzen der Rebenblätter von unten. Weinbau und Weinhandel 19. 1911. No. 47. 532.
82. BONAFÉ, A.: A propos de la lutte contre le Mildiou et contre la Cochylis. Le Progrès Agricole et Viticole. 28e Année. 1911. No. 43. 492—493.
83. CAORS, CH.: Sur le traitement du Mildiou Ibid. 29e Année. 1912. No. 5. 140—141.
84. CHAVERNAC, F.: Le Mildew vaincu par la sulfuration. Ibid. 28e Année. 1911. No. 53. 790—795.
85. FEND K.: Expériences de traitement contre le Mildiou en 1909 et 1910. M. kir. Ampelologiai Intézet Évkönyve. IV. (1910.) 1911. 149—157.
86. GÁSPÁR J.: Les sels d'argent dans la lutte contre le Mildiou. Ibid. IV. (1910). 1911. 48—51.
87. GERNECK (Veitshochheim), R.: Zur Bekämpfung der Peronospora auf Grund der neuen Forschungen. Weinbau und Weinhandel. 30. 1912. No. 47. 498.
88. ISTVÁNFFI GY.: Comment combattre le Mildiou? M. kir. Ampelologiai Intézet Évkönyve. III. (1908.) 1909. 78—81. Avec 1 pl. (en hongrois).
89. — — Comment combattre le Mildiou. 5e éd. 1912. 8. avec 1 pl. (en hongrois).
90. KIRCHNER, O.: Zur Bekämpfung des echten und des falschen Mehltaues der Reben. Wochenblatt für Landwirtschaft. 1911. No. 34.
91. OTTAVI, ED.: Come combatteremo la peronospora nel 1912? Intervista col senatore Vermorel. Giornale Vinicolo Italiano. 37. 1911. 835—837.
92. PAILLARD, U.: A propos des sulfatages sous les feuilles. Le Progrès Agricole et Viticole. 28e Année. 1911. No. 48. 648—650.
93. PANTANELLI, E.: Esperienze d'irrorazione con polisulfuri ed altri fungicidi nel 1911. Le Stazione Sperimentali Agrarie Italiane. 45. 1912. Fasc. 3. 161—175.

94. Pichi, P.: Traitement du Mildiou. Revue de Viticulture. 2e Année. 3. 1894. No. 20. 488. sq.

95. Turrel, A.: Expériences sur le traitement du Mildiou. (Ibid.) 18e Année. 36. 1911. 560—561.

96. Vermorel, V.: A propos du sulfatage sous la feuille. Comment sulfater? Dessus? Dessous? Latéralement? Le Progrès Agricole et Viticole. 28e Année. 1911. No. 50. 698—699.

97. Vidal, J.-L. Les suites du Mildiou. Revue de Viticulture. 19e Année. 37. 1912. No. 965. 813—818.

SUR LA CONSERVATION DES PLANTES

par le dr J. IBOS.

A la section biologique de l'Institut Ampélologique je me suis occupé depuis 1905 de trouver un procédé à l'aide duquel on pourrait conserver les plantes vertes, sans que leur structure ni leur couleur en souffrent.

En 1906 mon attention a été attirée par une récension de la „Botanical Gazette“ (XLI. 1906, p. 368) contenant l'extrait d'un article de M. G. POLLACCI (Nuovo metodo per la conservazione di organi vegetali. Bull. Soc. Bot. Ital. 1905. p. 242).

Voici la description de ce procédé avec les modifications que j'y ai apportées:

1. On prépare une solution saturée d'acide sulfureux dans de l'eau distillée. Le gaz est pris à un ballon renfermant de l'acide sulfureux sous pression. Cette solution est conservée dans des flacons bien bouchés.

2. Pour la conservation on dilue cette solution de 8 à 9 fois son volume d'eau et l'on y ajoute une solution de sulfate de cuivre à 1°/₀ à raison de 100 à 150 cm^3 pour 10 litres. C'est notre solution définitive.

3. Avant de mettre la matière à conserver dans ce liquide, nous la plaçons pour 24 à 48 heures dans une solution de sulfate de cuivre à 1°/₀. Au bout de ce temps nous l'en retirons et la mettons directement dans le liquide conservateur qui se trouve dans un bocal à bouchon en verre rodé.

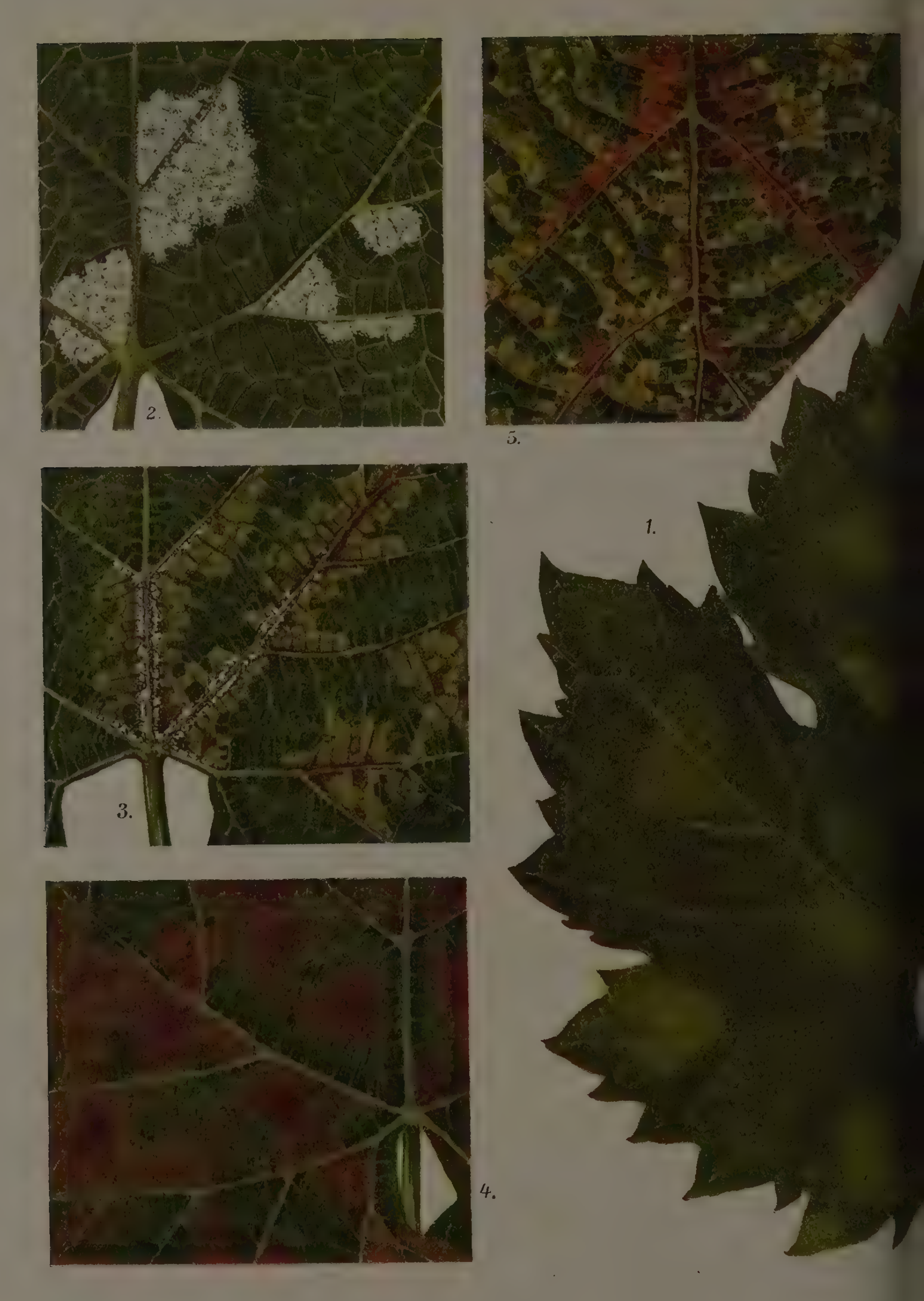
Il faut soigneusement boucher les bocaux renfermant les objets qu'on veut conserver pour que l'acide sulfureux ne s'échappe pas. Dans ce but on peut se servir de la préparation suivante (recette du docteur S. BÁLINT). On fait fondre 210 g de cire jaune, 700 g de térébenthine vénétienne et 100 g de vaseline blanche.

On enduit de cette préparation le bouchon du bocal.

A l'Institut Ampélologique nous avons obtenu d'excellents résultats avec ce procédé. Les objets conservés depuis 6 ans ont toujours leur couleur. Leur structure n'a pas souffert non plus, ils se prêtent aussi bien aux procédés microtechniques que le matériel frais.

TABLES DES MATIÈRES.

Gy. de Istvánffi et Gy. Pálinkás: Etudes sur le Mildiou de la Vigne.



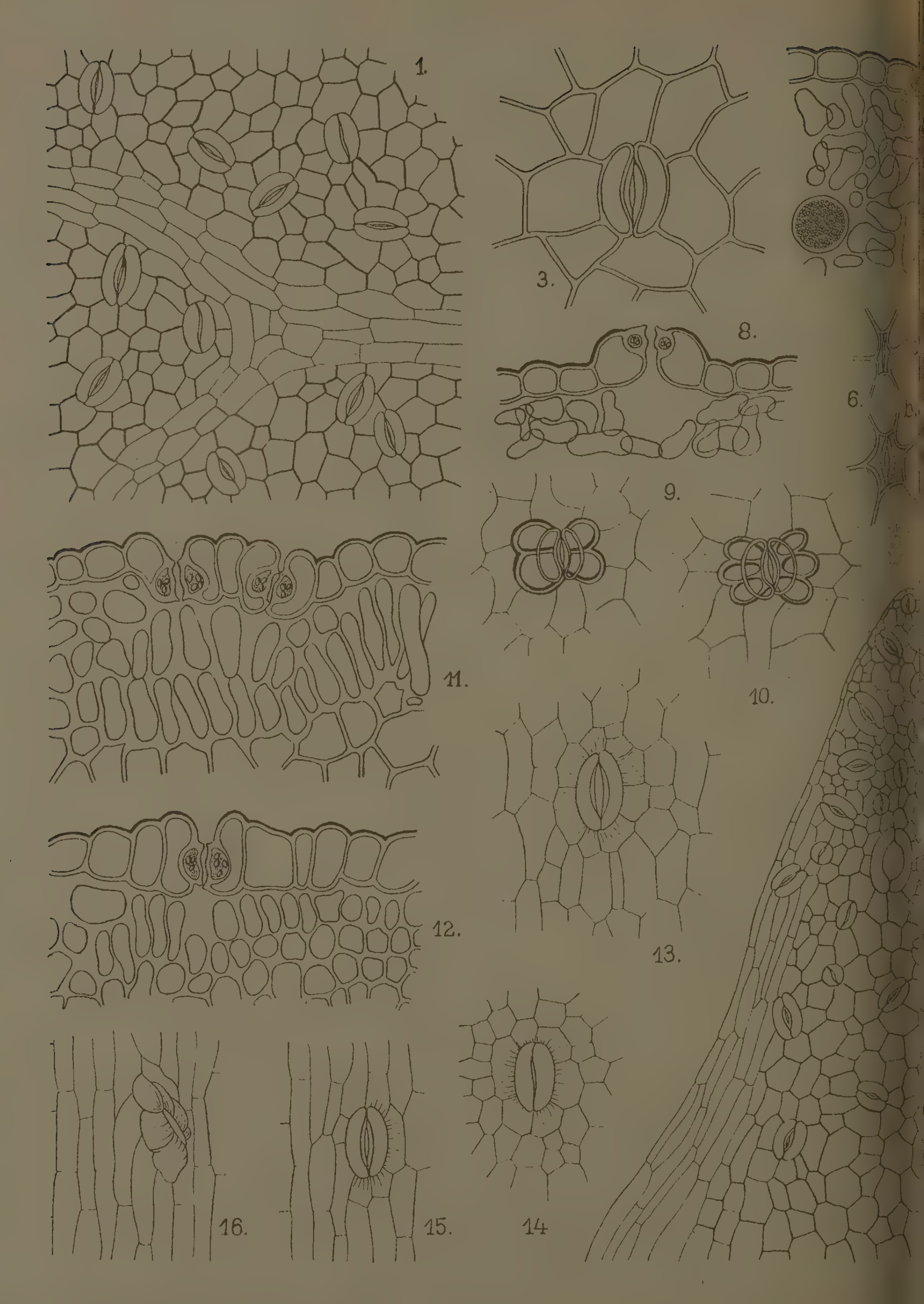
Gy. Molnár et Gy. Pálinkás pinx.


6.
7.
8.
9.

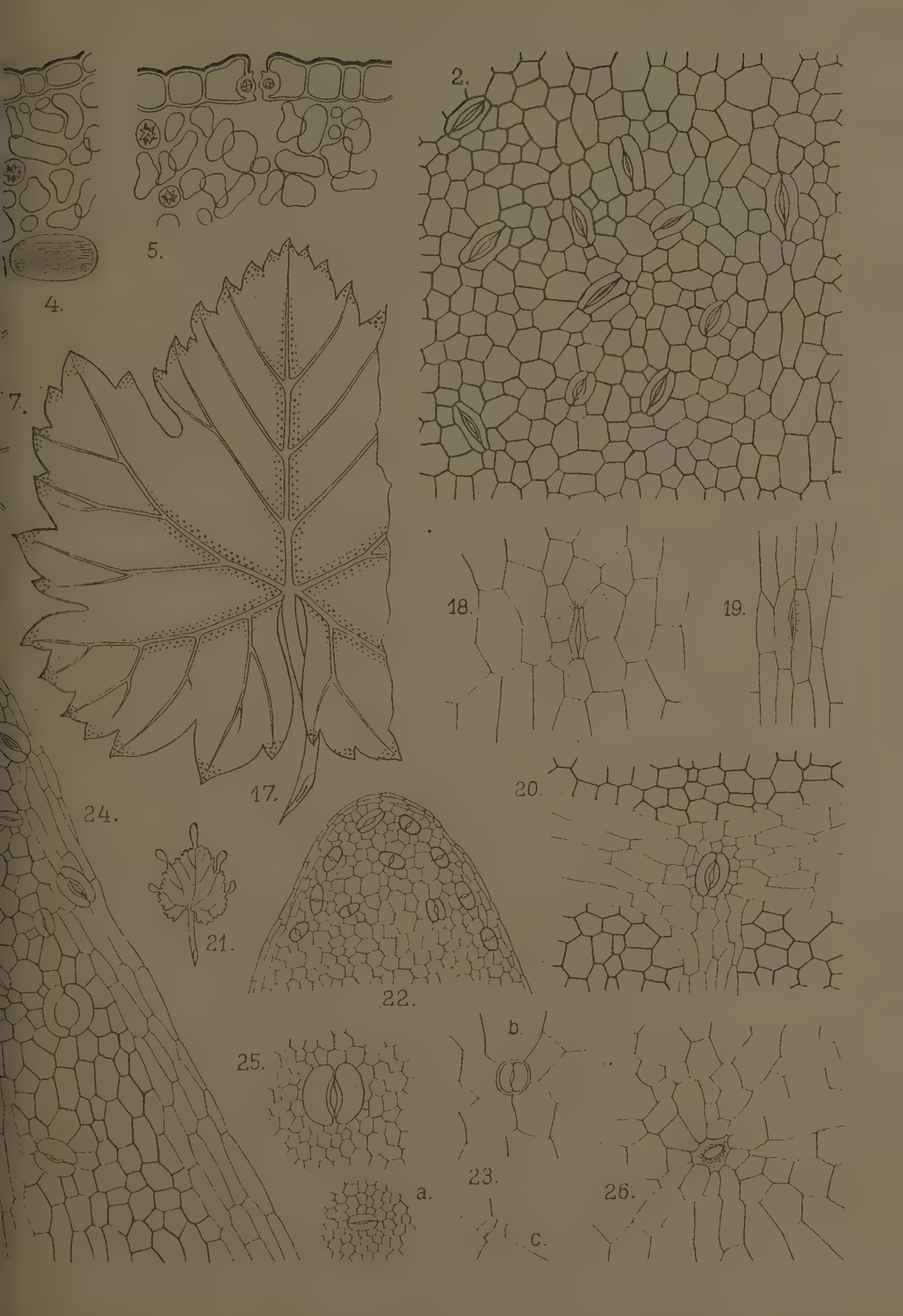


Gy. Molnár et Gy. Pálinkás pinx.

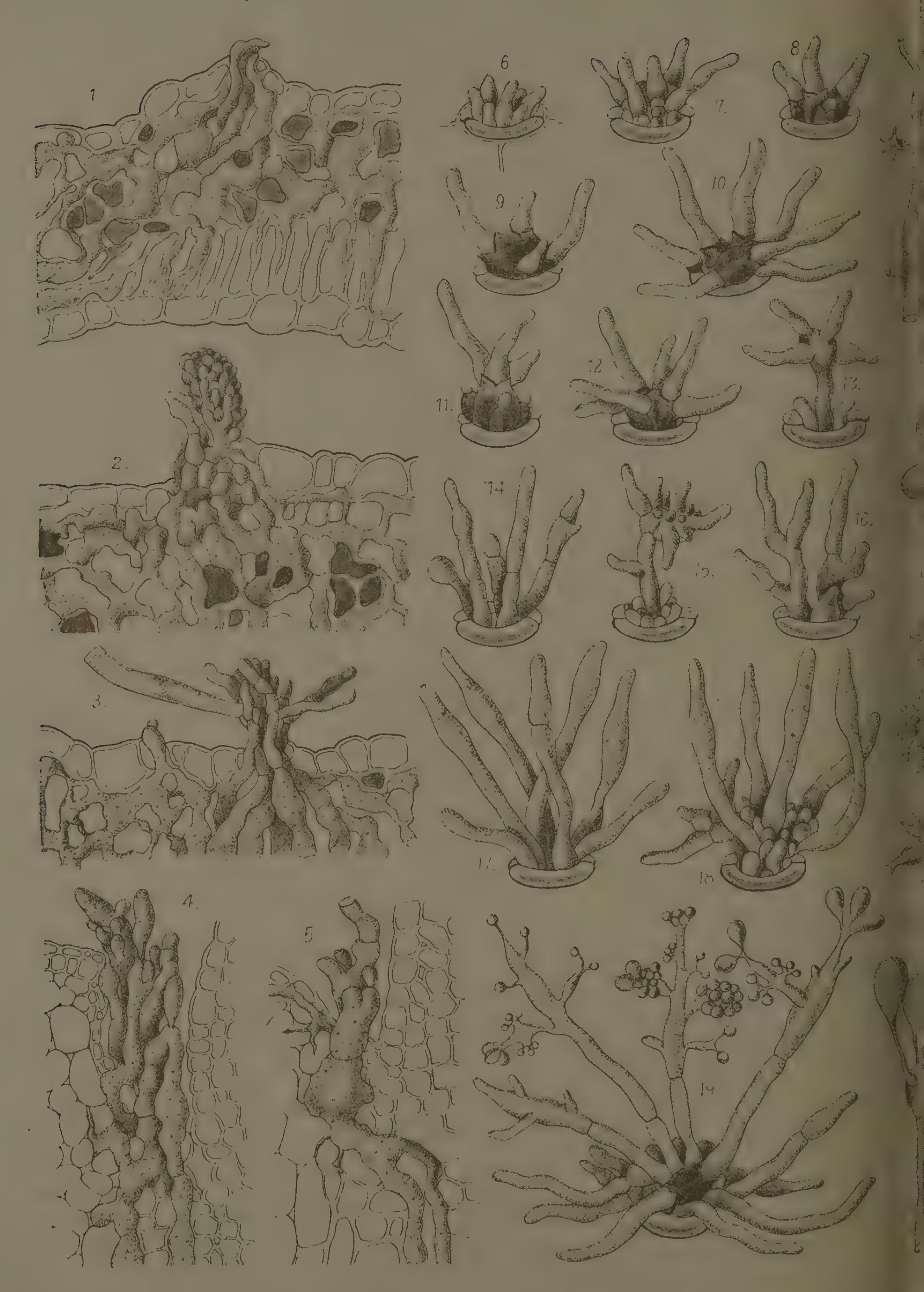

b
c
d
e
13.
b
a
b
c
14.
15.
20. 3/1
22.
2.
23.
21.
3/1
25.
24
26. 5/1
a
6. 10/1
b
10.



Gy. de Istvánffi, Gy. Molnár et Gy. Pálinkás del.

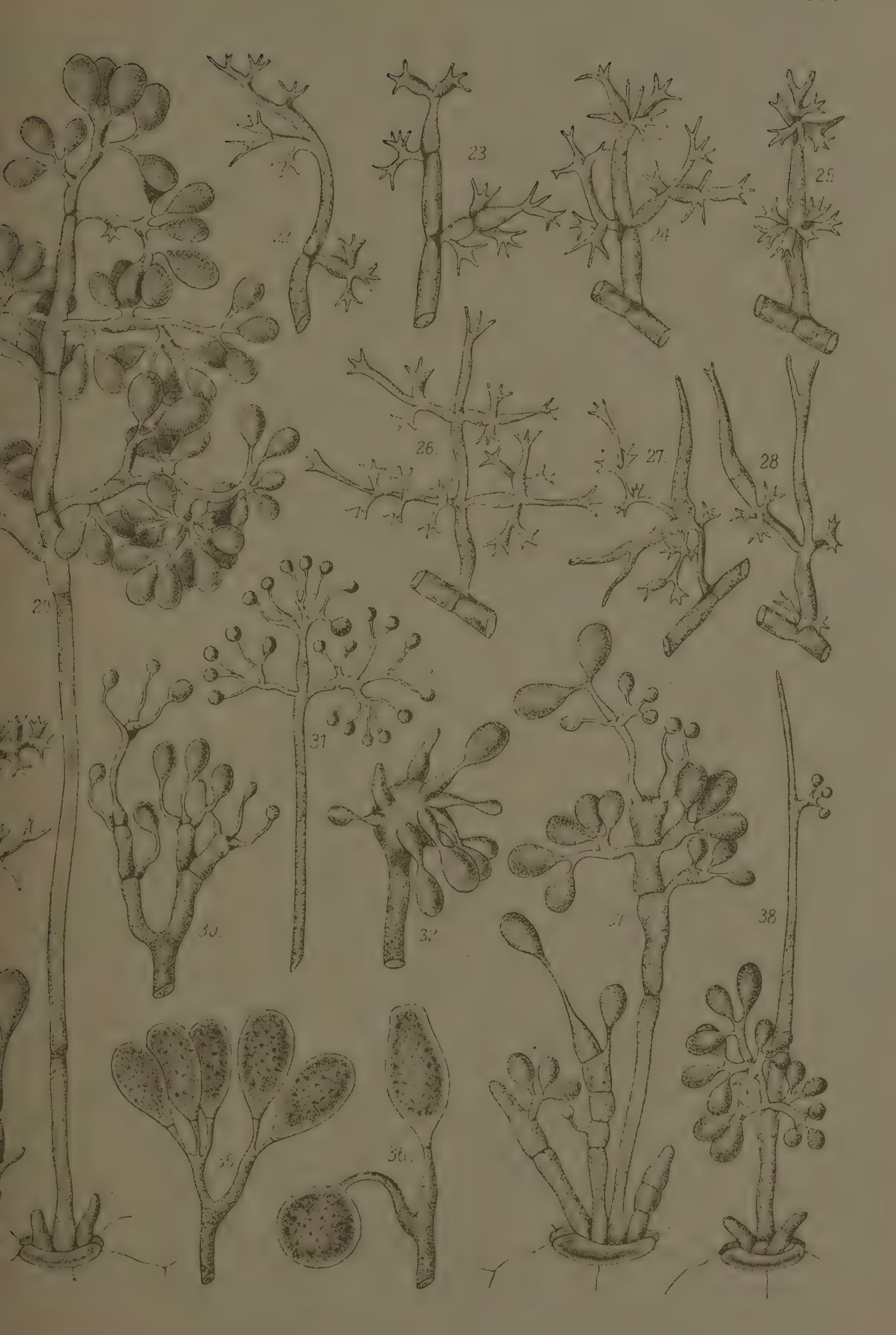


HORNYÁNSZKY VIKTOR, BUDAPEST.

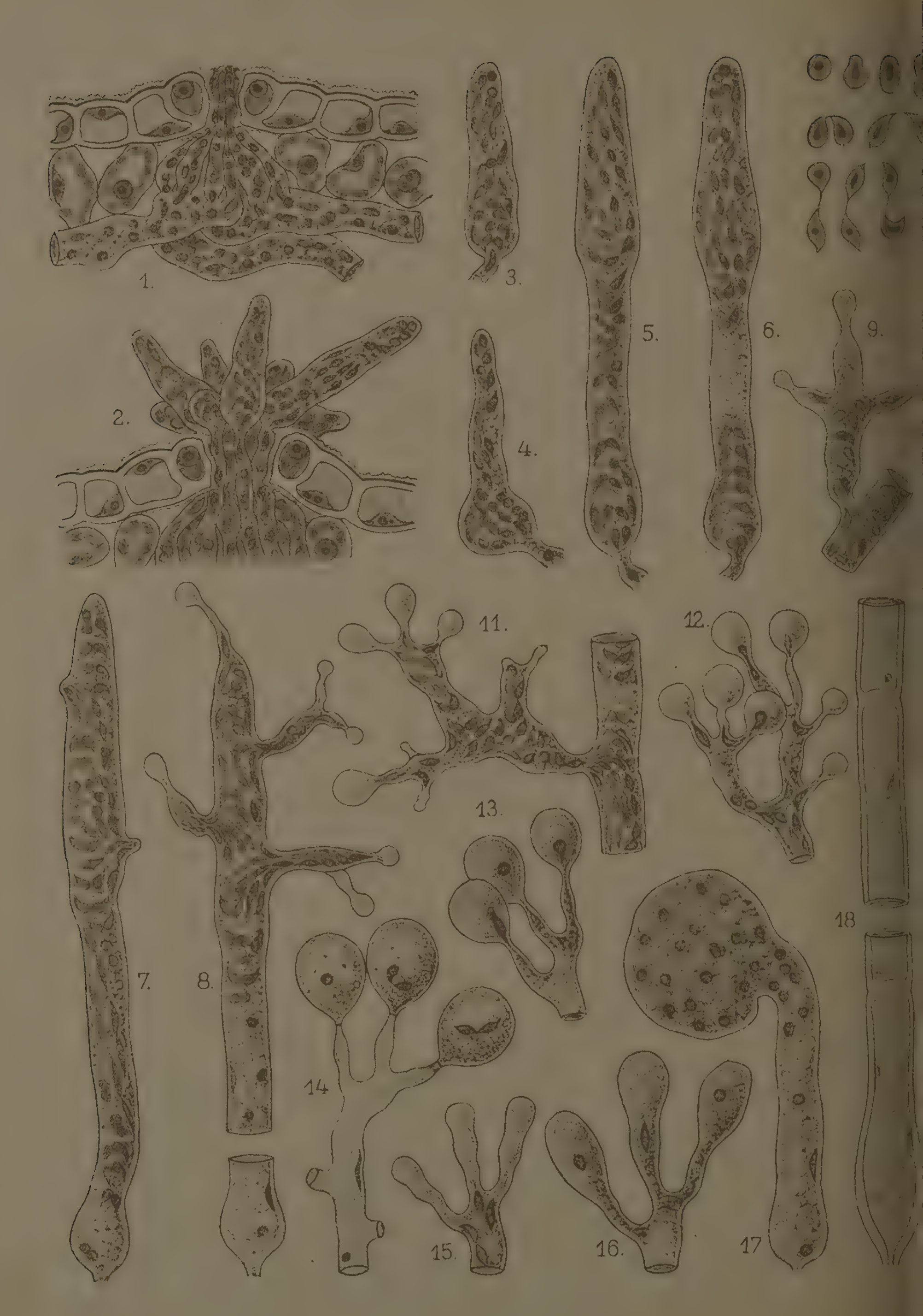


Gy. de Istvánffi, Gy. Molnár et Gy. Pálinkás del.

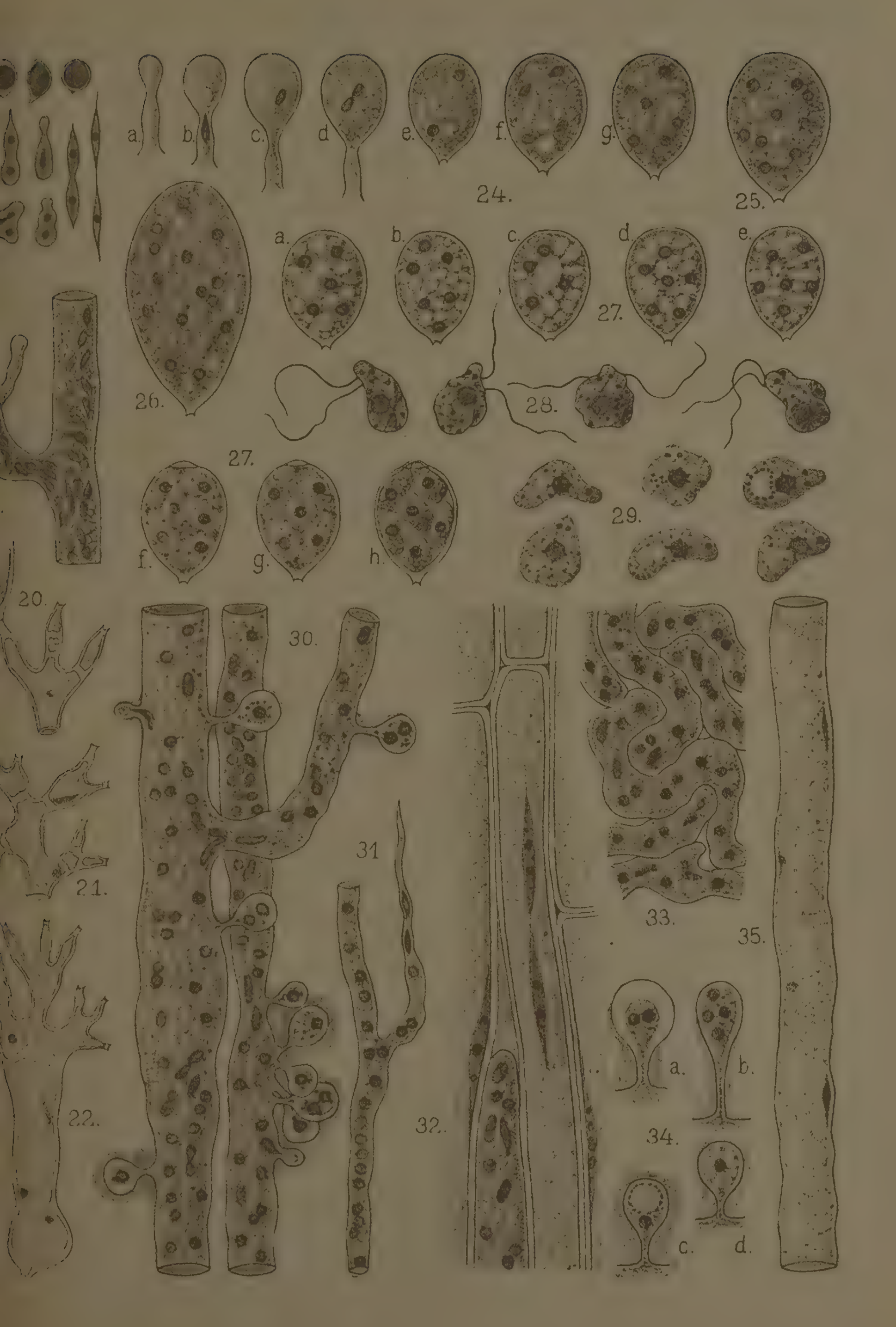
Planche IV.



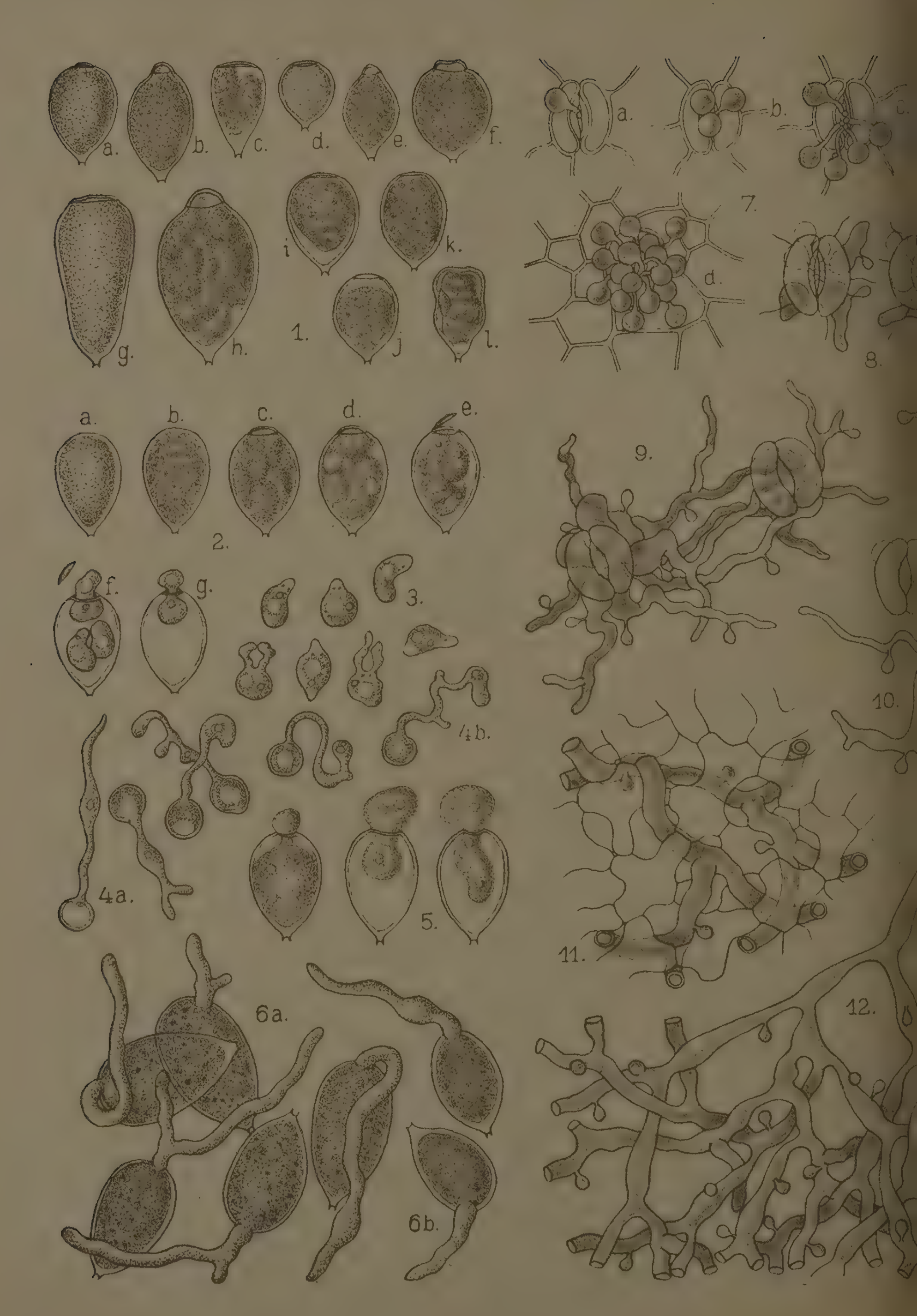
HORNYÁNSZKY VIKTOR, BUDAPEST.



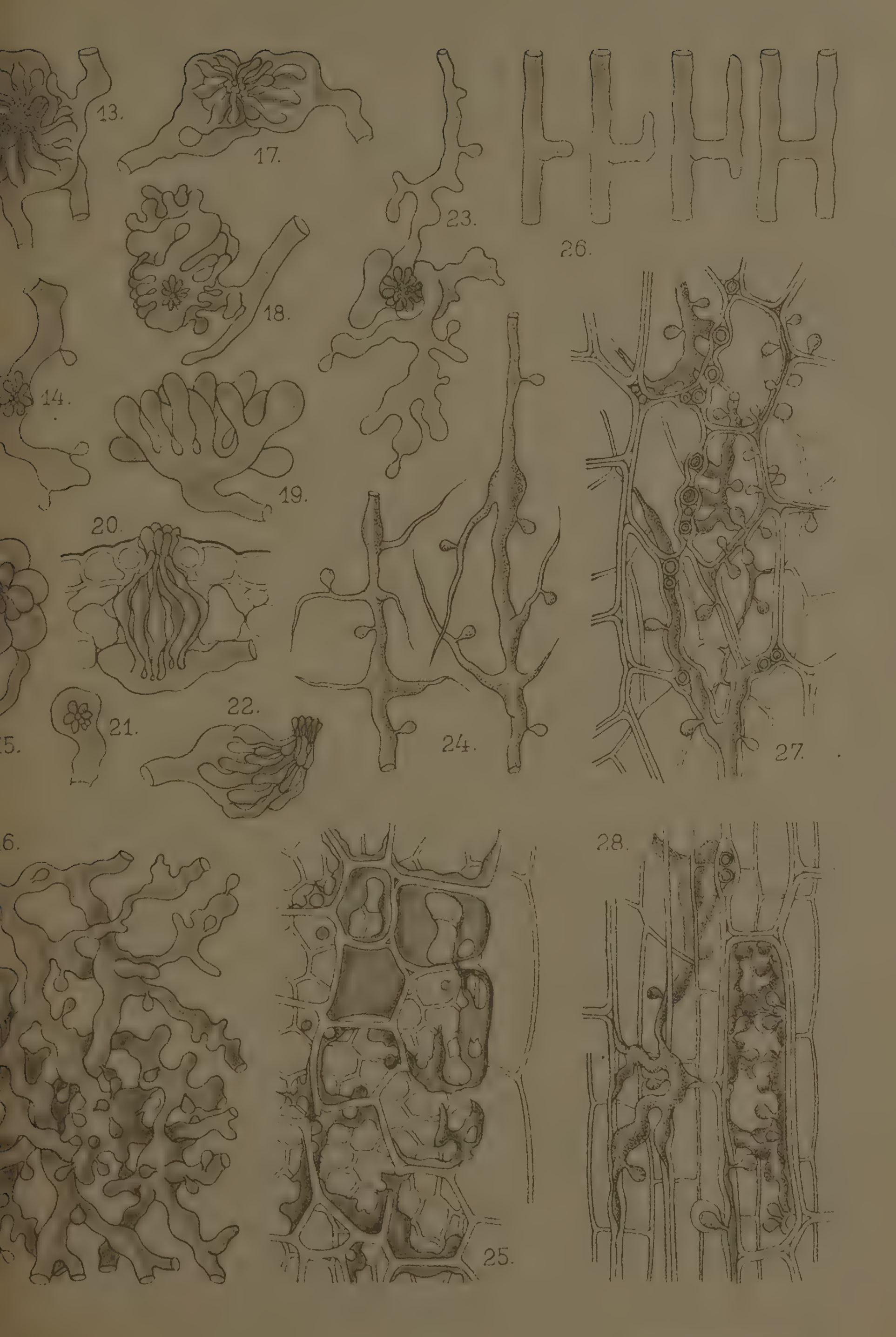
Gy. de Istvánffi, Gy. Molnar et Gy. Pálinkas del.



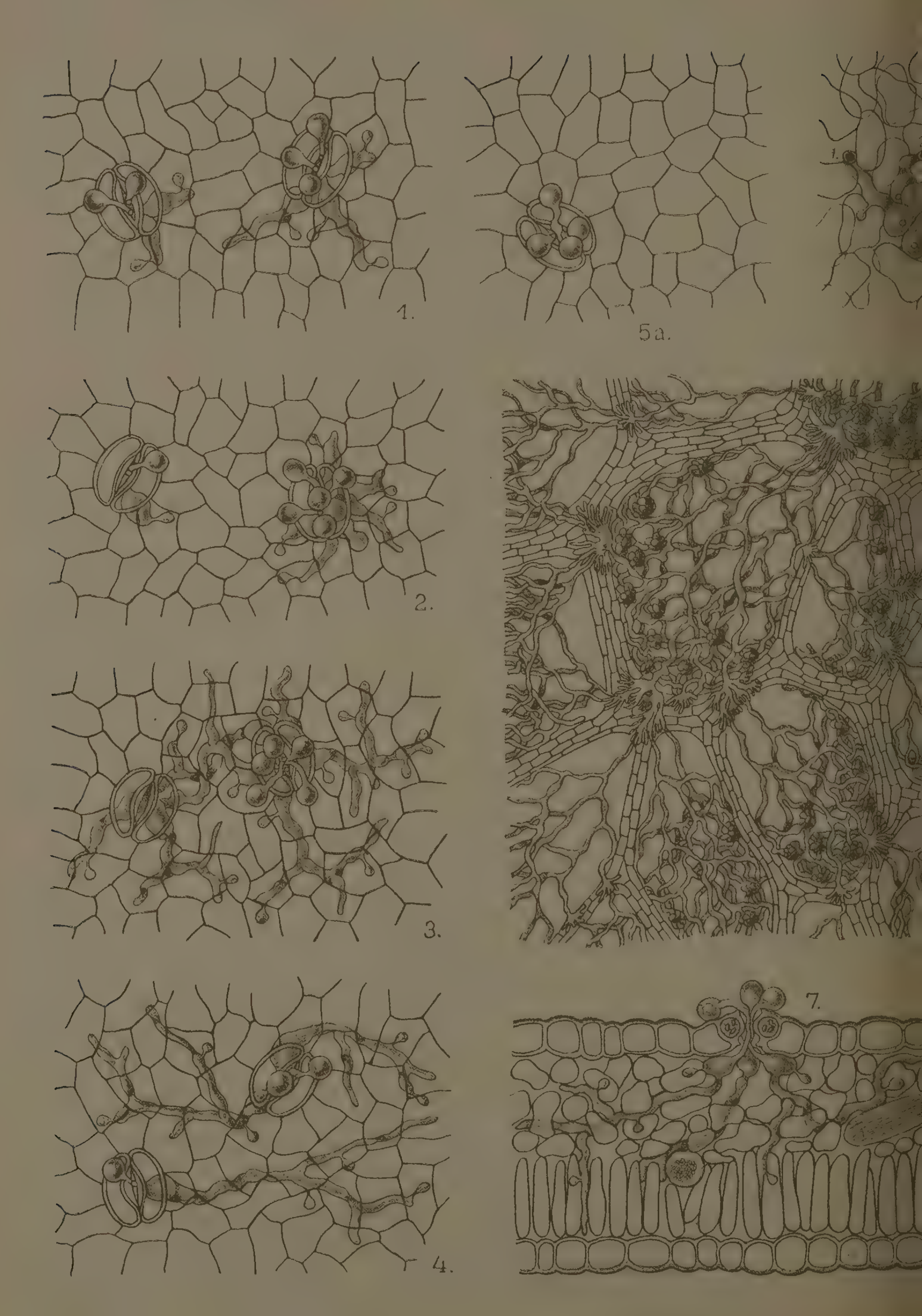
HORNYANSZKY VIKTOR. BUDAPEST.

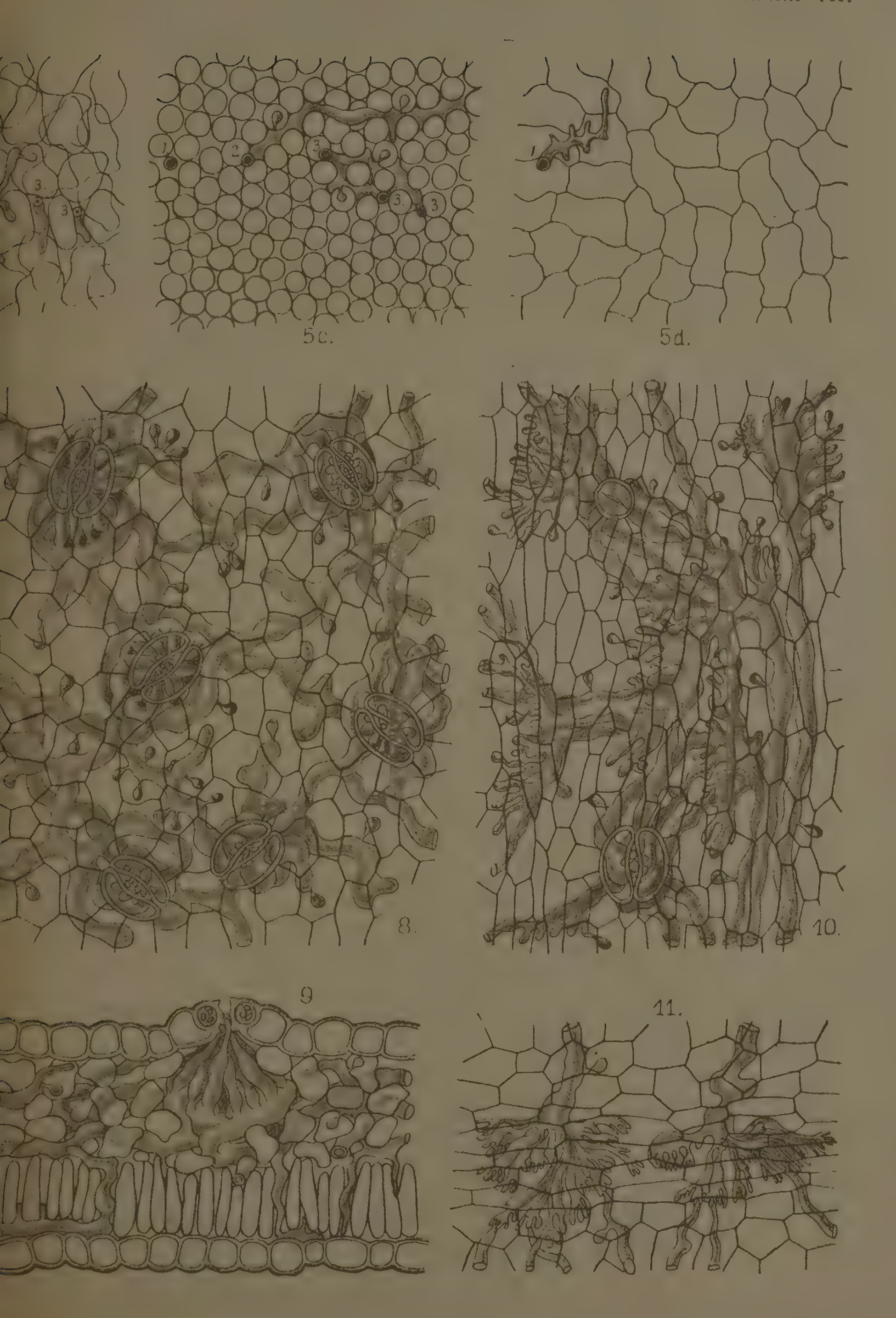


a.
b.
c.
d.
e.
f.
g.
h.
i
k.
1.
j
l.
a.
b.
c.
d.
e.
2.
f.
g.
3.
4b.
4a.
5.
6a.
6b.
a.
b.
c.
7.
d.
8.
9.
10.
11.
12.

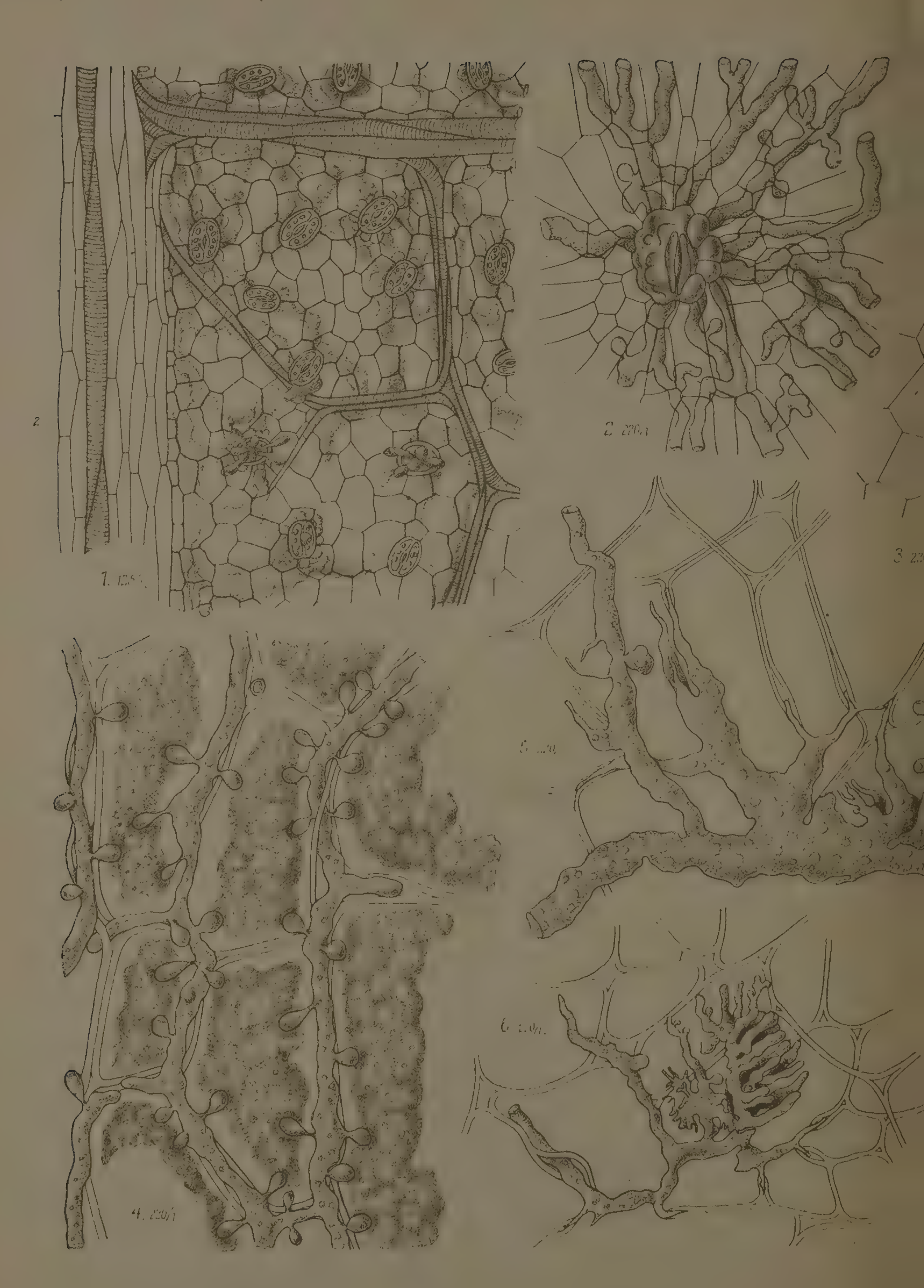


HORNYÁNSZKY VIKTOR, BUDAPEST.

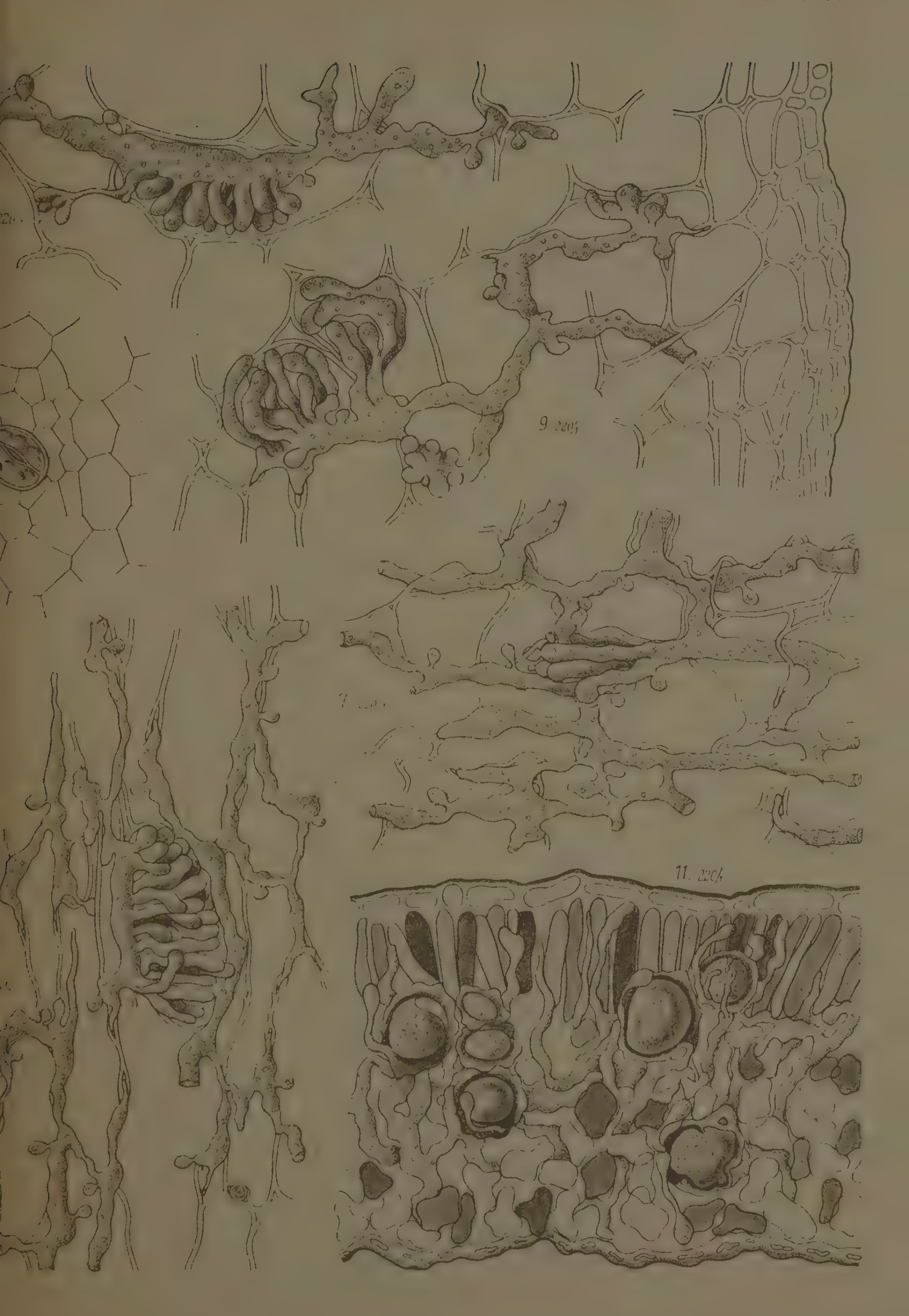

1.
5a.
1.
2.
3.
7.
4.



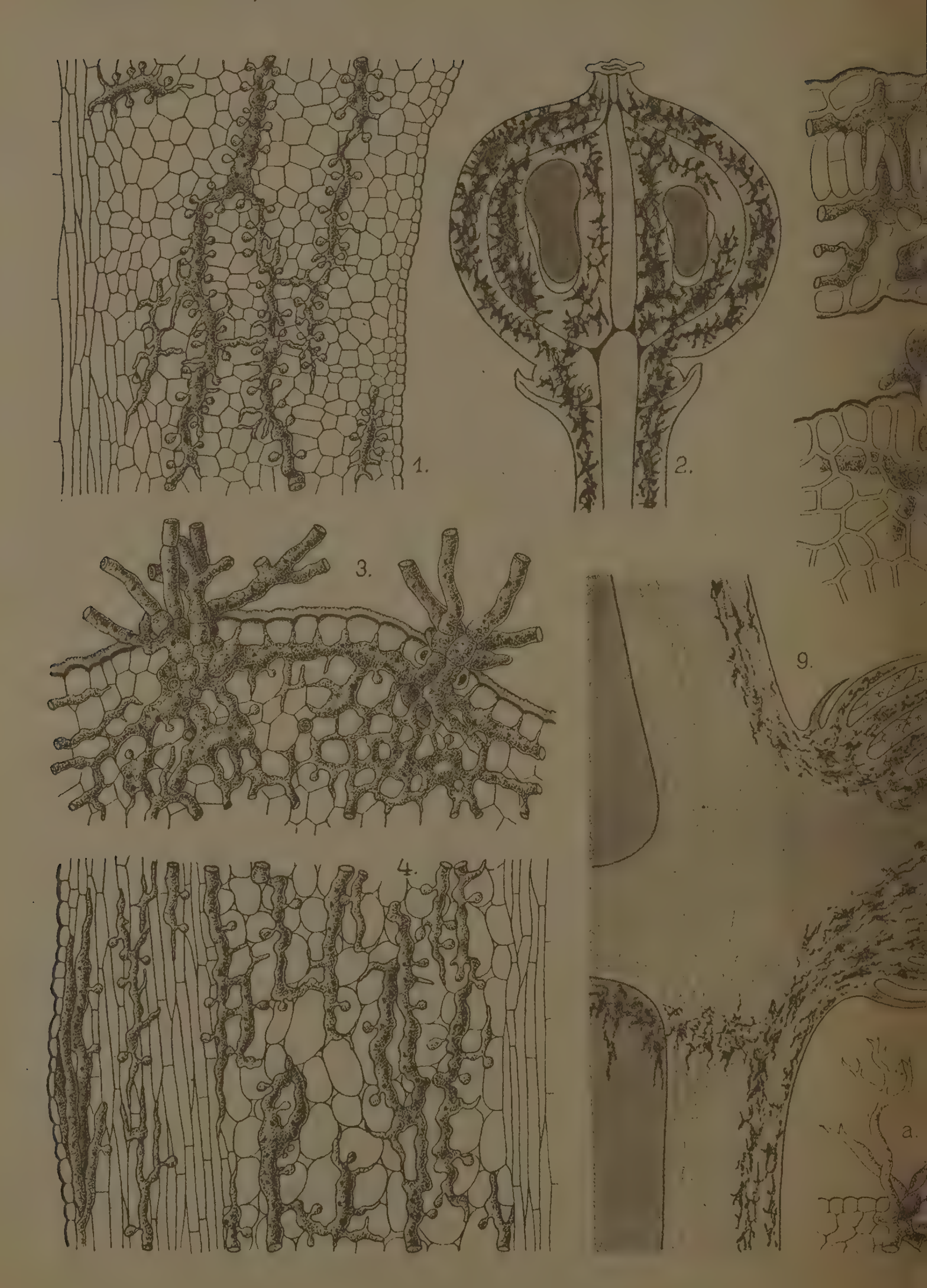
HORNYÁNSZKY VIKTOR, BUDAPEST.

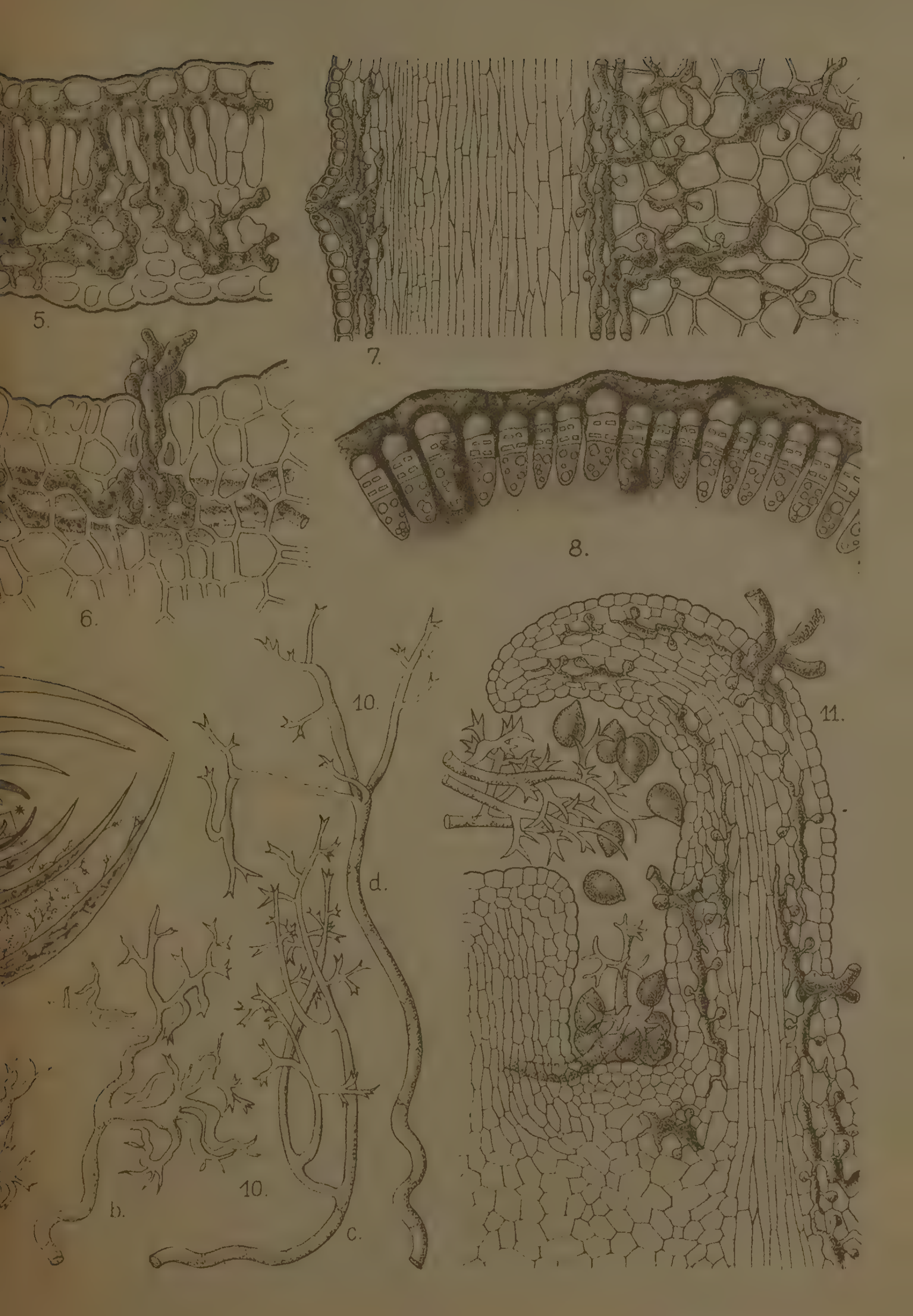


Gy. de Istvánffi et Gy. Molnár del.



HORNYÁNSZKY VIKTOR, BUDAPEST.


1.
2.
3.
4.
9.
a.



HORNYÁNSZKY VIKTOR, BUDAPEST.